

**ROBERT LUIS LARA RIBEIRO**

**MODELAGEM MATEMÁTICA E SIMULAÇÃO DE  
FOTOBIORREATORES TUBULARES COMPACTOS PARA  
CULTIVO DE MICROALGAS**

**CURITIBA**

**2014**

**ROBERT LUIS LARA RIBEIRO**

**MODELAGEM MATEMÁTICA E SIMULAÇÃO DE  
FOTOBIORREATORES TUBULARES COMPACTOS PARA  
CULTIVO DE MICROALGAS**

Tese apresentada como requisito parcial à obtenção de grau de Doutor. Área de concentração: Engenharia e Ciência dos Materiais, Programa de Pós-Graduação em Engenharia e Ciência dos Materiais - PIPE. Setor de Tecnologia, Universidade Federal do Paraná.

Orientador: Prof. José Viriato Coelho Vargas, Ph.D.  
Co-orientado: Prof. André Bellin Mariano, D.Sc.

**CURITIBA**

**2014**

---

R484m

Ribeiro, Robert Luis Lara

Modelagem matemática e simulação de fotobiorreatores tubulares compactos para cultivo de microalgas / Robert Luis Lara Ribeiro. – Curitiba, 2014.

140f. : il. [algumas color.] ; 30 cm.

Tese (doutorado) - Universidade Federal do Paraná, Setor de Tecnologia, Programa de Pós-graduação em Engenharia e Ciência dos Materiais, 2014.

Orientador: José Viriato Coelho Vargas-- Co-orientador: André Bellin Mariano.

Bibliografia: p. 119-130.

1. Equações diferenciais ordinárias. 2. Modelos matemáticos. 3. Biorreatores. 4. Microalgas. I. Universidade Federal do Paraná. II. Vargas, José Viriato Coelho. III. Mariano, André Bellin. IV. Título.

CDD: 515.352

---




UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ  
Programa de Pós-Graduação em Engenharia e Ciência dos Materiais  
Setor de Tecnologia

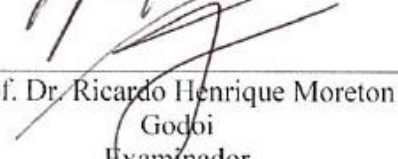
**RELATÓRIO DE DEFESA DE TESE DE DOUTORADO**


Aos dezesseis dias do mês de dezembro de 2014, na Sala do NPDEAS - no Centro Politécnico - UFPR, foi instalada pela Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Ana Sofia C. M. de Oliveira, coordenadora do PIPE – Programa de Pós-Graduação em Engenharia e Ciência dos Materiais, a Banca Examinadora para a sexagésima sétima defesa de tese de doutorado na área de concentração: Engenharia e Ciência dos Materiais. Estiveram presentes no ato, professores, alunos e visitantes. A Banca Examinadora, atendendo a determinação do colegiado do Programa de Pós-Graduação em Engenharia e Ciência dos Materiais, foi constituída pelos professores doutores: José Viriato Coelho Vargas (UFPR), Carlos Itsuo Yamamoto (UFPR), Ricardo Henrique Moreton Godoi (UFPR), Jeferson Avila Souza (FURG), José Alberto Dos Reis Parise (PUC-Rio). Às 14:00 horas, a banca iniciou os trabalhos, convidando o candidato **ROBERT LUIS LARA RIBEIRO** a fazer a apresentação da tese de doutorado intitulada **“MODELAGEM MATEMÁTICA E SIMULAÇÃO DE FOTOBIOREATORES TUBULARES COMPACTOS PARA CULTIVO DE MICROALGAS.”** O referido trabalho teve a co-orientação do Prof. Dr. André Bellin Mariano. Encerrada a apresentação, iniciou-se a fase de arguição pelos membros participantes. Tendo em vista a tese e a arguição, a banca decidiu pela APROVAÇÃO do candidato, (de acordo com a determinação dos artigos 68 e 69 da resolução 65/09 de 09.11.2009).

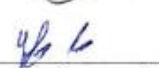
Curitiba, 16 de dezembro de 2014.

  
Prof. Dr. José Viriato Coelho Vargas  
Orientador

  
Prof. Dr. Carlos Itsuo Yamamoto  
Examinador

  
Prof. Dr. Ricardo Henrique Moreton  
Godoi  
Examinador

  
Prof. Dr. José Alberto Dos Reis Parise  
Examinador

  
Prof. Dr. Jeferson Avila Souza  
Examinador

  
Prof.ª Dr.ª Ana Sofia C. M. d'Oliveira  
Coordenadora do PIPE

## **AGRADECIMENTOS**

A minha mãe e meu pai, por tudo que sou hoje.

A toda minha família e amigos, pelos conselhos para eu atingir meu objetivo.

Ao Professor Dr. JOSÉ VIRIATO COELHO VARGAS, pela orientação segura, paciência e pelos conselhos nos momentos de dificuldade.

Ao Professor Dr. ANDRÉ BELLIN MARIANO, co-orientador, pelo apoio e contribuições.

A todos os professores da UFPR que de alguma forma contribuirão para o meu crescimento científico e intelectual.

Ao Professor Dr. JEFERSSON ÁVIDA SOUZA, Professor Dr. CARLOS ITSUO YAMAMOTO, Professor Dr. RICARDO HENRIQUE MORETON GODOI e ao Professor Dr. JOSÉ ALBERTO DOS REIS PARISE pelos comentários e contribuições.

O NÚCLEO DE PESQUISA E DESENVOLVIMENTO EM ENERGIA AUTO-SUSTENTÁVEL -NPDEAS/UFPR e sua equipe técnica pelo suporte dado para a realização deste trabalho.

À UNIVERSIDADE DO ESTADO DO AMAZONAS pela concessão de autorização para redução de carga horária temporária para me possibilitar a conclusão deste trabalho.

Ao CONSELHO NACIONAL DE DESENVOLVIMENTO CIENTÍFICA E TECNOLÓGICA - CNPq, pela concessão da bolsa de doutorado.

Obrigado!

## **EPÍGRAFE**

Todos querem viver no topo da montanha, mas toda a felicidade e  
crescimento ocorre quando você está escalando-a.

Willian Shakespeare

## RESUMO

*O presente trabalho trata do desenvolvimento de um modelo matemático e computacional para analisar cultivos de microalgas em fotobiorreatores tubulares compactos. Este sistema físico (fotobiorreator) é composto de um reservatório, tubulações transparentes, tubulações opacas, conexões opacas, coluna de gaseificação e bomba hidráulica. O modelo matemático tem como base os princípios físicos presentes em Dinâmica Populacional, Cinética Química, Termodinâmica Clássica e correlações empíricas de Mecânica dos Fluidos, Transferência de Calor e Massa e também Óptica. Desta forma, geram-se equações diferenciais ordinárias (EDO), cuja finalidade é obter o comportamento da evolução temporal do sistema de cultivo de microalgas em fotobiorreatores tubulares compactos a partir de dados iniciais conhecidos. O sistema EDO é resolvido utilizando o método de Runge-Kutta de quarta ordem, como solução são apresentados os perfis de radiação solar, temperatura e de concentrações no fotobiorreator. A discretização do domínio computacional, modelagem matemática e numérica tem como base o Método de Elementos de Volumes (MEV). Uma interface de fácil acesso para usuários foi desenvolvida, com ferramentas que auxiliam na simulação do cultivo das microalgas e visualização 3D. Os resultados apresentados da evolução temporal do crescimento microalgal são satisfatórios e condizem com a realidade. O modelo matemático e computacional de estimar a produtividade de óleo de microalgas ( $L/m^2 \cdot ano$ ) e também o consumo de  $CO_2$  pelas microalgas.*

## ABSTRACT

*The present work deals with the development of a mathematical and computational model to analyze cultures of microalgae in compact tube photobioreactors. This physical system (fotobiorreator) consists of a reservoir, transparent tubes, opaque tubes, opaque connections, column gasification and the hydraulic pump. The mathematical model is based on physical principles to the present in Population Dynamics, Chemical Kinetics, Thermodynamics Classical and empirical correlations of Fluid Mechanics, Heat and Mass Transfer and Optics. Thus, it generates ordinary differential equations (ODE), whose purpose is to describe the time evolution of the system for cultivation of microalgae photobioreactors compact tube from known initial data. The system ODE is solved using the Runge-Kutta fourth order solution is presented and how the profiles of solar radiation, temperature and concentration in fotobiorreator. The discretization of the computational domain and numerical and mathematical modeling is based on the volume element method (VEM). The final stage of the software shows an interface easy access to user with tools that assist in the cultivation of microalgal simulation and 3D visualization. The presented results of the temporal evolution of microalgal growth are satisfactory and in line with reality. The mathematical and computer model to estimate the productivity of microalgae oil ( $L/m^2 \cdot ano$ ) and also the consumption of  $CO_2$  by microalgae.*



## LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1.1 -	a) FBR TUBULARES COMPACTOS LOCALIZADO NA UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ (BRASIL). b) FBR TUBULAR HELICOIDAL LOCALIZADO NA UNIVERSIDADE DE MURDOCH (AUSTRÁLIA).	22
FIGURA 1.2 -	PISCINAS DE LAGOAS ABERTAS PARA CULTIVO EM GRANDE ESCALA DESENVOLVIDO PELA EMPRESA SEAMBIOTIC USA E PELA NASA <i>GLENN RESEARCH CENTER</i> .	23
FIGURA 1.3 -	FLUXOGRAMA DAS ETAPAS DE GERAÇÃO DE ENERGIA ATRAVÉS DO BODIESEL DE MICROALGAS PELA SEDE DO NPDEAS	24
FIGURA 2.1 -	CURVA DE CRESCIMENTO DE UMA CULTURA DE MICROALGAL NUM CULTIVO DO TIPO ESTACIONÁRIO	30
FIGURA 2.2 -	VARIAÇÃO DA TAXA DE CRESCIMENTO ( $\mu$ ) VERSUS TEMPERATURA PARA QUATRO DIFERENTES TIPOS DE MICROALGAS	34
FIGURA 2.3 -	REPRESENTAÇÃO DA TAXA DE CRESCIMENTO ESPECÍFICA PARA DIFERENTES pH	36
FIGURA 3.1 -	DIAGRAMA DE COMO PROCEDER PARA ELABORAR A MODELAGEM DE SISTEMAS FÍSICOS	45
FIGURA 3.2 -	a) FOTOBIORREATORES DO NPDEAS. b) PROTÓTIPO DO FOTOBIORREATOR DO NPDEAS. c) FOTOBIORREATOR COLUNA <i>AIR-LIFIT</i> DO NPDEAS	46
FIGURA 3.3 -	CÉLULAS DE VOLUME CENTRADAS	49
FIGURA 3.4 -	SISTEMA FÍSICO SIMPLIFICADO DO FOTOBIORREATOR	49
FIGURA 3.5 -	DIVISÃO DOS ELEMENTOS DE VOLUMES: a) EV PARA A PAREDE. b) EV PARA O FLUIDO	50
FIGURA 3.6 -	GRÁFICO DA TAXA INSTANTÂNEA DE CRESCIMENTO CELULAR EM RELAÇÃO A TEMPERATURA E RADIAÇÃO	52
FIGURA 3.7 -	GRÁFICO DA TAXA INSTANTÂNEA DE CRESCIMENTO CELULAR EM RELAÇÃO AO CO <sub>2</sub> DISSOLVIDO NO MEIO	53
FIGURA 3.8 -	PEFÍS DA TAXA INSTANTÂNEA DE CRESCIMENTO CELULAR EM RELAÇÃO AO CO <sub>2</sub> DISSOLVIDO NO MEIO VARIANDO $c_{2,sat}$	53
FIGURA 3.9 -	PEFÍS DA TAXA INSTANTÂNEA DE INIBIÇÃO CELULAR EM RELAÇÃO AO O <sub>2</sub> DISSOLVIDO NO MEIO	54

	VARIANDO $c_{3,ID}$ .	
FIGURA 3.10 -	GRÁFICO DA TAXA INSTANTÂNEA DE CRESCIMENTO CELULAR EM RELAÇÃO AOS NUTRIENTES DISSOLVIDO NO MEIO	55
FIGURA 3.11 -	PEFÍS DA TAXA INSTANTÂNEA DE CRESCIMENTO CELULAR EM RELAÇÃO AOS NUTRIENTES DISSOLVIDO NO MEIO VARIANDO $c_{4,max}$	55
FIGURA 3.12 -	PEFÍS DA TAXA INSTANTÂNEA DE CRESCIMENTO CELULAR EM RELAÇÃO AOS NUTRIENTES DISSOLVIDO NO MEIO VARIANDO $c_{4,sat}$	56
FIGURA 3.13 -	GRÁFICO DA TEMPERATURA AMBIENTE PARA OS PRIMEIROS SETE DIAS DO ANO	59
FIGURA 3.14 -	REPRESENTAÇÃO ESQUEMÁTICA DE UMA SEÇÃO DO TUBO DO FOTOBIORREATOR.	63
FIGURA 3.15 -	ELEMENTO DE VOLUMES $j$ PARA A EQUAÇÃO DE CONSERVAÇÃO DE ESPÉCIES E ENERGIA NOS TUBOS TRANSPARENTES	65
FIGURA 3.16	ELEMENTO DE VOLUMES $j$ PARA A EQUAÇÃO DE CONSERVAÇÃO DE ESPÉCIES E ENERGIA NOS TUBOS OPACOS	66
FIGURA 3.17 -	ELEMENTO DE VOLUMES $J$ PARA A EQUAÇÃO DE CONSERVAÇÃO DE ESPÉCIES E ENERGIA NA BOMBA	68
FIGURA 3.18 -	ELEMENTO DE VOLUMES $J$ PARA A EQUAÇÃO DE CONSERVAÇÃO DE ESPÉCIES E ENERGIA NA COLUNA DE GASEIFICAÇÃO	71
FIGURA 3.19 -	ELEMENTO DE VOLUMES $J$ PARA A EQUAÇÃO DE CONSERVAÇÃO DE ESPÉCIES E ENERGIA NO RESERVATÓRIO	73
FIGURA 3.20 -	QUATRO DIFERENTES PASSOS NO TEMPO SIMULADOS NO RUNGE KUTTA	75
FIGURA 3.21 -	VISÃO GERAL DAS CINCO PARTES QUE COMPÕEM O FORMATO DE ARQUIVOS DE DADOS VTK	76
FIGURA 3.22 -	MALHA PARA QUATRO TUBOS DO FOTOBIORREATOR.	76
FIGURA 3.23 -	MALHA DE TUBOS DO PROTÓTIPO DO FOTOBIORREATOR.	77
FIGURA 3.24 -	MALHA DOS TUBOS DO FOTOBIORREATOR COLUNA <i>AIR-LIFIT</i> .	77
FIGURA 3.25 -	MALHA DOS TUBOS DO FOTOBIORREATOR.	78
FIGURA 3.26 -	INTERFACE GRÁFICA: CONFIGURAÇÕES DA CONSTRUÇÃO DA MALHA.	79
FIGURA 3.27 -	INTERFACE GRÁFICA: CONFIGURAÇÕES DA MALHA DOS TUBOS.	79
FIGURA 4.1 -	SISTEMA DE AQUISIÇÃO DE DADOS	81
FIGURA 4.2 -	SENSOR DE RADIAÇÃO SOLAR DA APOGEE.	82
FIGURA 4.3 -	MICROALGA DO GÊNERO <i>SCENEDESMUS</i> UTILIZADA NOS EXPERIMENTOS.	82
FIGURA 4.4 -	DADOS EXPERIMENTAIS DE BIOMASSA MICROALGAL REALIZADOS NO PROTÓTIPO DO FBR.	83

FIGURA 4.5 -	DADOS EXPERIMENTAIS DE BIOMASSA MICROALGAL REALIZADOS NO FBR COLUNA <i>AIR-LIFT</i> .	84
FIGURA 4.6 -	DADOS EXPERIMENTAIS DE BIOMASSA MICROALGAL REALIZADOS NO FBR TUBULAR COMPACTO.	84
FIGURA 5.1 -	COMPARAÇÃO ENTRE OS PRIMEIROS RESULTADOS NUMÉRICOS E EXPERIMENTAIS PARA A PRIMEIRA SIMULAÇÃO NO PROTÓTIPO DO FBR.	87
FIGURA 5.2 -	CONCENTRAÇÃO DE MICROALGAS DURANTE 144 HORAS DE CULTIVO USANDO O MELHOR VALOR DE $R^2$ DAS TABELAS 8 - 11.	92
FIGURA 5.3 -	COMPARAÇÃO ENTRE A CONCENTRAÇÃO NUMÉRICA COM A EXPERIMENTAL NO PROTÓTIPO DO FBR COM $R^2 = 0,98576$ .	93
FIGURA 5.4 -	RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE $CO_2$ NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO PROTÓTIPO DO FBR.	93
FIGURA 5.5 -	RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE $O_2$ NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO PROTÓTIPO DO FBR.	94
FIGURA 5.6 -	RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE $O_2$ NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO PROTÓTIPO DO FBR.	95
FIGURA 5.7 -	RESULTADO NUMÉRICO DO CONSUMO DE NUTRIENTES PELAS MICROALGAS DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO PROTÓTIPO DO FBR.	95
FIGURA 5.8 -	DADOS NUMÉRICOS DA RADIAÇÃO SOLAR.	96
FIGURA 5.9 -	DADOS RECEBIDOS PELO SENSOR DE RADIAÇÃO SOLAR.	96
FIGURA 5.10 -	TEMPERATURA SIMULADA PARA O FLUÍDO EM CADA TUBO DO PROTÓTIPO DO FBR.	97
FIGURA 5.11 -	TEMPERATURA SIMULADA PARA A PAREDE EM CADA TUBO DO PROTÓTIPO DO FBR.	97
FIGURA 5.12 -	RESULTADO 3D PELO APLICATIVO VISIT (2008) DA TEMPERATURA NA PAREDE DOS TUBOS E NO FLUIDO (DENTRO DOS TUBOS) PARA AS 6H15MIN, 10H, 12H, 14H30MIN, 19H E 21H DO PRIMEIRO DIA DE SIMULAÇÃO COMPUTACIONAL.	98
FIGURA 5.13 -	COMPARAÇÃO ENTRE A CONCENTRAÇÃO NUMÉRICA COM A EXPERIMENTAL NO FBR COLUNA <i>AIR-LIFIT</i> COM $R^2 = 0,9862$ .	99
FIGURA 5.14 -	RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE $CO_2$ NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO FBR COLUNA <i>AIR-LIFIT</i> .	99
FIGURA 5.15 -	RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE $CO_2$ NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO FBR COLUNA <i>AIR-LIFIT</i> .	100
FIGURA 5.16 -	RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE $O_2$ NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO FBR COLUNA <i>AIR-LIFIT</i> .	100

FIGURA 5.17 -	RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE NUTRIENTES NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO FBR COLUNA <i>AIR-LIFIT</i> .	101
FIGURA 5.18 -	COMPARAÇÃO ENTRE A CONCENTRAÇÃO NUMÉRICA COM A EXPERIMENTAL NO FBR TUBULAR COMPACTO COM $R^2 = 0,82969$ .	101
FIGURA 5.19 -	CONCENTRAÇÕES CALCULADAS DE MICROALGAS NO FBR TUBULAR COMPACTO COM VISUALIZAÇÃO DA GEOMETRIA DOS TUBOS TRANSPARENTES.	102
FIGURA 5.20 -	RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE $CO_2$ NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO FBR TUBULAR COMPACTO.	103
FIGURA 5.21 -	$I_{av}$ NO FBR TUBULAR COMPACTO.	104
FIGURA 5.22 -	RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE $O_2$ NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO FBR TUBULAR COMPACTO.	104
FIGURA 5.23 -	RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE NUTRIENTES NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO FBR TUBULAR COMPACTO.	105
FIGURA 5.24 -	COMPORTAMENTO DA CONCENTRAÇÃO DE MICROALGAS DURANTE AS 696 HORAS DE CULTIVO SIMULADO.	106
FIGURA 5.25 -	COMPORTAMENTO DA CONCENTRAÇÃO DE NUTRIENTES DURANTE AS 696 HORAS DE CULTIVO SIMULADO.	106
FIGURA 5.26 -	COMPORTAMENTO DA CONCENTRAÇÃO DE $O_2$ DURANTE AS 696 HORAS DE CULTIVO SIMULADO.	107
FIGURA 5.27 -	COMPORTAMENTO DA CONCENTRAÇÃO DE $CO_2$ NO MEIO DE CULTIVO DURANTE AS 696 HORAS DE CULTIVO SIMULADO.	108
FIGURA 5.28 -	CONCENTRAÇÃO DE $CO_2$ PARA CADA TUBO DO FBR TUBULAR COMPACTO NO MOMENTO DE 622 HORAS DE SIMULAÇÃO.	108
FIGURA 5.29 -	QUANTIDADE DE $CO_2$ CONSUMIDO NO TEMPO.	109
FIGURA 5.30 -	PRODUTIVIDADE DE MICROALGAS NO TEMPO.	110
FIGURA 5.31 -	DIFERENTES GEOMETRIAS PARA O FBR	111
FIGURA 5.32 -	VARIAÇÕES NO NÚMERO DE LINHAS E COLUNAS NA MATRIZ DE TUBO PARA OTIMIZAÇÃO DA PRODUÇÃO DE MICROALGAS: a) 2 LINHAS E 2 COLUNAS. b) 10 LINHAS E 7 COLUNAS. c) 21 LINHAS E 2 COLUNAS. d) 21 LINHAS E 14 COLUNAS.	113
FIGURA 5.33 -	PRODUÇÃO DE BIOMASSA: a) $n_{col} = 2$ . b) $n_{lin} = 21$ .	114
FIGURA 5.34 -	PRODUÇÃO DE BIOMASSA MICROALGAL VARIANDO LINHAS E COLUNAS: a) GRÁFICO EM PERSPECTIVA. b) GRÁFICO DE TOPO.	115

## LISTA DE TABELAS

TABELA 2.1 -	MODELOS MATEMÁTICOS PARA A TAXA DE CRESCIMENTO ESPECÍFICA EM RELAÇÃO À RADIAÇÃO SOLAR	32
TABELA 3.1 -	SIMPLIFICAÇÕES FEITAS NO SISTEMA DE EQUAÇÕES DIFERENCIAIS DO MODELO MATEMÁTICO PARA OS TUBOS TRANSPARENTES.	65
TABELA 3.2 -	SIMPLIFICAÇÕES FEITAS NO SISTEMA DE EQUAÇÕES DIFERENCIAIS DO MODELO MATEMÁTICO PARA OS TUBOS OPACOS.	67
TABELA 3.3 -	SIMPLIFICAÇÕES FEITAS NO SISTEMA DE EQUAÇÕES DIFERENCIAIS DO MODELO MATEMÁTICO PARA A BOMBA HIDRÁULICA.	69
TABELA 3.4 -	SIMPLIFICAÇÕES FEITAS NO SISTEMA DE EQUAÇÕES DIFERENCIAIS DO MODELO MATEMÁTICO PARA A COLUNA DE GASEIFICAÇÃO.	71
TABELA 3.5 -	SIMPLIFICAÇÕES FEITAS NO SISTEMA DE EQUAÇÕES DIFERENCIAIS DO MODELO MATEMÁTICO PARA O RESERVATÓRIO.	73
TABELA 4.1 -	NUTRIENTES PARA INICIAR O CULTIVO DE MICROALGAS.	83
TABELA 5.1 -	VARIAÇÕES PRÓXIMAS DE ZERO NOS PARÂMETROS DE AJUSTE DO MODELO.	88
TABELA 5.2 -	VALORES DE $R^2$ PARA A SEGUNDA ETAPA DE SIMULAÇÕES.	89
TABELA 5.3 -	VALORES DE $R^2$ PARA A TERCEIRA ETAPA DE SIMULAÇÕES.	90
TABELA 5.4 -	VALORES DE $R^2$ PARA A QUARTA ETAPA DE SIMULAÇÕES.	91
TABELA 5.5 -	DADOS DE PRODUTIVIDADE DE ÓLEO DE MICROALGA.	110
TABELA 5.6 -	DADOS DE PRODUTIVIDADE DE ÓLEO DE MICROALGA ( $\text{kg/m}^2\cdot\text{ano}$ ) VARIANDO O NÚMERO DE COLUNAS E LINHAS.	112

## LISTA DE ABREVIATURAS E SÍMBOLOS

$a$	=	parâmetro exponencial de fotoinibição, adimensional
$A_{e,w}$	=	área externa do tubo, $m^2$
$A_{i,w}$	=	área interna do tubo, $m^2$
$A_1$	=	fatores de frequência ou pré-exponencial, $h^{-1}$
$A_2$	=	fatores de frequência ou pré-exponencial, $h^{-1}$
$b$	=	parâmetro exponencial de fotoinibição, adimensional
$c$	=	parâmetro exponencial de fotoinibição, adimensional
$C$	=	concentração de microalgas, $g\ m^{-3}$
$C_0$	=	concentração inicial de microalgas, $g\ m^{-3}$
$C_{CO2}$	=	concentração de dióxido de carbono, $g\ m^{-3}$
$C_{Ei0}$	=	concentração de nitrogênio no meio de cultivo, $g\ m^{-3}$
$C_{Ej0}$	=	concentração de fósforo no meio de cultivo, $g\ m^{-3}$
$c_f$	=	calor específico do fluido, $J\ kg^{-1}\ K^{-1}$
$C_{G,O2}$	=	concentração de $O_2$ na fase gasosa, $mol\ m^{-3}$
$C_{i0}$	=	concentração de nitrogênio na microalga, $g\ m^{-3}$
$C_{j0}$	=	concentração de fósforo na microalga, $g\ m^{-3}$
$C_{O2}$	=	concentração de $O_2$ , $g\ m^{-3}$
$C_{O2}^*$	=	concentração de $CO_2$ na fase gasosa, $mol\ m^{-3}$
$c_w$	=	calor específico da parede do tubo, $J\ kg^{-1}\ K^{-1}$
$D$	=	diâmetro do tubo, m
$dia$	=	dia contado de 1 até 360
$D_0$	=	dia inicial de simulação
$D_f$	=	dia final de simulação
$D_H$	=	distância entre os tubos na horizontal, m
$D_V$	=	distância entre os tubos na vertical, m

$D_{O_2}$	=	difusividade do $O_2$ na fase líquida, $m^2 s^{-1}$
$D_{O_2,G}$	=	difusividade do $O_2$ na fase gasosa, $m^2 s^{-1}$
$E_a$	=	energia de ativação, $kcal mol^{-1}$
$E_b$	=	energia de ativação, $kcal mol^{-1}$
$G_i$	=	radiação incidente por unidade de área, $W m^{-2}$
$G_n$	=	energia radiante incidente sobre uma superfície na terra, $W m^{-2}$
$G_0$	=	constante solar, $W m^{-2}$
$H$	=	altura da matriz de tubos, m
$H^+$	=	concentração de íons de hidrogênio
$h_{ext}$	=	coeficiente de troca térmica por convecção entre a parede externa do tubo e o ar do ambiente, $W m^{-2} K^{-1}$
$h_{int}$	=	coeficiente de troca térmica por convecção entre o fluido e a parede interna do tubo, $W m^{-2} K^{-1}$
$h_z$	=	ângulo hora
$hora$	=	hora contada de 0 h até 24 h
$I$	=	radiação solar local, $W m^{-2}$
$I_0$	=	radiação solar na superfície do meio de cultivo, $W m^{-2}$
$I_{av}$	=	radiação solar média no meio de cultivo, $W m^{-2}$
$I_k$	=	parâmetro de afinidade da microalga com a radiação solar, $W m^{-2}$
$K_a$	=	coeficiente de absorção, $m^2 g^{-1}$ biomassa
$K_i$	=	parâmetro de inibição, adimensional
$K_S$	=	parâmetro de saturação, $g m^{-3}$
$K_{O_2}$	=	parâmetro de inibição por $O_2$ , adimensional
$K_{I,CO_2}$	=	parâmetro de inibição 1 por $CO_2$ , adimensional
$K_{2,CO_2}$	=	parâmetro de inibição 2 por $CO_2$ , adimensional
$L$	=	comprimento total varrido sob análise, m
$l_w$	=	comprimento como largura do $EV_w$ , m
$L_{T,transp}$	=	comprimento total dos tubos transparentes, m
$L_{T,opaque}$	=	comprimento total dos tubos opacos, m
$m$	=	taxa de manutenção, $h^{-1}$
$m_a$	=	massa relativa de ar, adimensional
$m_f$	=	massa do meio líquido de cultivo (fluido), kg
$m_w$	=	massa da parede do tubo, kg

$\dot{m}$	=	vazão mássica, kg h <sup>-1</sup>
$\dot{m}_{CO_2}$	=	vazão de CO <sub>2</sub> , g m <sup>-3</sup> h <sup>-1</sup>
$\dot{m}_{H_2O}$	=	vazão de H <sub>2</sub> O, g m <sup>-3</sup> h <sup>-1</sup>
$\dot{m}_{inóculo}$	=	vazão de entrada de inoculo, no inicio do cultivo, g m <sup>-3</sup> h <sup>-1</sup>
$\dot{m}_N$	=	vazão de nitrogênio, g m <sup>-3</sup> h <sup>-1</sup>
$\dot{m}_P$	=	vazão de fósforo, g m <sup>-3</sup> h <sup>-1</sup>
$\dot{m}_{outros}$	=	vazão de outros nutrientes, g m <sup>-3</sup> h <sup>-1</sup>
$\dot{m}_{O_2}$	=	vazão de O <sub>2</sub> , g m <sup>-3</sup> h <sup>-1</sup>
$N_{col}$	=	número de colunas de tubos
$N_{lin}$	=	número de linhas de tubos
$neb$	=	nebulosidade do céu
$\dot{n}$	=	vazão molar da fase gasosa, mol s <sup>-1</sup>
$Pr$	=	número de Prandtl do fluido, adimensional
$P$	=	produtividade de microalga, kg/m <sup>2</sup> .ano
$p$	=	caminho da radiação solar dentro do fotobiorreator até um determinado ponto, m
$\dot{Q}$	=	taxa de transferência de calor entre a parede do tubo e o fluido, W
$\dot{Q}_{ar}$	=	taxa de transferência de calor entre a parede do tubo e o ar do ambiente, W
$\dot{Q}_{rad}$	=	taxa de transferência de radiação solar nas paredes dos tubos, W
$\dot{Q}_{\tau,rad}$	=	taxa de transferência de radiação que transmita entre a parede transparente do tubo, W
$R$	=	raio do tubo, m
$Re$	=	número de Reynolds, adimensional
$R_g$	=	constante geral dos gases, K
$Rad_{dir}$	=	radiação solar direta, W m <sup>-2</sup>
$Rad_{dif}$	=	radiação solar difusa, W m <sup>-2</sup>
$R_{O_2}$	=	velocidade de reação do O <sub>2</sub> , mol m <sup>-3</sup> s <sup>-1</sup>
$R_{CO_2}^{alg}$	=	coeficiente estequiométrico entre o consumo de CO <sub>2</sub> e a produção de biomassa, adimensional



$R_{\frac{O_2}{alg}}$	=	coeficiente estequiométrico entre a geração de O <sub>2</sub> e a produção de biomassa, adimensional
$R_{\frac{N_2}{alg}}$	=	coeficiente estequiométrico entre o consumo de N <sub>2</sub> e a produção de biomassa, adimensional
$R_{\frac{S}{alg}}$	=	coeficiente estequiométrico entre o consumo de S e a produção de biomassa, adimensional
$R_{\frac{P}{alg}}$	=	coeficiente estequiométrico entre o consumo de P e a produção de biomassa, adimensional
$S$	=	distância de um ponto interno até a parede interna do tubo, m
$t$	=	tempo, h
$t_0$	=	hora inicial da simulação, h
$t_f$	=	hora final da simulação, h
$t_w$	=	espessura da parede, m
$T$	=	temperatura, K
$T_{f,0}$	=	temperatura inicial do fluido, K
$T_{max}$	=	temperatura máxima, K
$T_{min}$	=	temperatura mínima, K
$T_{opt}$	=	temperatura ótima, K
$T_{sup}$	=	limite superior para a Temperatura, K
$T_{inf}$	=	limite inferior para a Temperatura, K
$T_{\infty}$	=	temperatura do ambiente, K
$u_{G,x}$	=	velocidade superficial da fase gasosa na direção $x$ , m s <sup>-1</sup>
$U_e$	=	coeficiente global de transferência de calor, W m <sup>-2</sup> K <sup>-1</sup>
$U_i$	=	coeficiente global de transferência de calor por convecção entre o meio e a parede interna do tubo, W m <sup>-2</sup> K <sup>-1</sup>
$U_{i0}$	=	taxas de entrada por volume nitrogênio
$U_{j0}$	=	taxas de entrada por volume de fósforo
$v$	=	velocidade do ar ambiente, m s <sup>-1</sup>
$V$	=	volume no sistema, m <sup>3</sup>
$V_f$	=	volume do fluido no EV, m <sup>3</sup>
$v_{L,x}$	=	velocidade linear da fase líquida na direção $x$ , m s <sup>-1</sup>
$V_{L,r}$	=	velocidade linear da fase líquida na direção $r$ , m s <sup>-1</sup>

$W$	=	largura da matriz de tubos, m
$Y$	=	concentração de espécies, g m <sup>-3</sup>
$Y_b$	=	parâmetro de absorção da alga em relação à luz, m <sup>2</sup> g <sup>-1</sup> biomassa
$y_{O_2}$	=	fração molar de O <sub>2</sub> na fase gasosa
$Y'_p$	=	parâmetro de absorção da alga em relação à luz, m <sup>2</sup> g <sup>-1</sup> biomassa
$z$	=	ângulo entre o zênite e a direção do sol
$Y_{i,sat}$	=	saturação do gás no meio
$\alpha_{alg}$	=	absorção de radiação solar pela microalga
$\alpha_{rad}$	=	absorvidade
$\delta_s$	=	declinação do sol
$E$	=	<i>holdup</i> do gás
$\varepsilon_{rad}$	=	emissividade
$\Phi$	=	latitude local
$\Phi$	=	ângulo do caminho da luz com a linha que corta o centro do tubo
$\Sigma$	=	constante de Stefan-Boltzma
$\mu$	=	taxa específica de crescimento ou decrescimento, h <sup>-1</sup>
$\mu_{CO_2}$	=	taxa equilíbrio microalgal pelo CO <sub>2</sub> , h <sup>-1</sup>
$\mu_{max}$	=	taxa específica de crescimento microalgal máxima, h <sup>-1</sup>
$\mu_{T,I}$	=	taxa específica de crescimento microalgal em relação a temperatura e radiação solar, h <sup>-1</sup>
$\rho_f$	=	massa específica do fluido, kg m <sup>-3</sup>
$T$	=	transmisividade
$\tau_a$	=	coeficiente de transmissão para massa de ar unitária, W m <sup>-2</sup>
$\Theta$	=	ângulo entre a direção do sol e a normal à superfície

#### Subscritos

$F$	=	fluido
$I$	=	tipo de espécie
$O_2$	=	oxigênio
$nutri$	=	nutrientes
$W$	=	wall (parede)

#### Sobrescritos

$(n)$	=	posição n
$(j)$	=	posição j

# ÍNDICE

<b>1.</b>	<b>INTRODUÇÃO .....</b>	<b>21</b>
1.1.	Considerações Iniciais .....	21
1.2.	Organização da Tese .....	25
<b>2.</b>	<b>REVISÃO BIBLIOGRÁFICA .....</b>	<b>26</b>
2.1.	Microalgas, Aplicações e Cultivo em Fotobiorreatores .....	26
2.2.	Modelagem Matemática para Cultivo de Microalgas e Fatores Limitantes ....	29
2.3.	Objetivos .....	43
2.3.1.	Objetivo Geral .....	43
2.3.2.	Objetivos Específicos .....	44
<b>3.</b>	<b>MODELO MATEMÁTICO E COMPUTACIONAL .....</b>	<b>45</b>
3.1.	Fotobiorreator Tubular Compacto .....	46
3.2.	Modelo de Elemento de Volumes - MEV .....	47
3.3.	Equações Governantes .....	49
3.4.	Condições de Contorno que Serão Trabalhadas à Frente .....	64
3.4.1.	Componente Físico Tipo 1 (Tubos Transparentes) .....	64
3.4.2.	Componente Físico Tipo 2 (Tubos Opacos) .....	66
3.4.3.	Componente Físico Tipo 3 (Bomba Hidráulica) .....	68
3.4.4.	Componente Físico Tipo 4 (Coluna de Gaseificação) .....	70
3.4.5.	Componente Físico Tipo 5 (Reservatório) .....	72
3.5.	Método Numérico .....	74
3.6.	Malha do Fotobiorreator e Visualização 3D .....	76
3.7.	Interface Gráfica .....	78
<b>4.</b>	<b>AQUISIÇÃO DE DADOS E EXPERIMENTOS .....</b>	<b>80</b>
4.1.	Gabinete de Aquisição de dados .....	80
4.2.	Experimentos .....	82
4.3.	Procedimentos Laboratoriais .....	85
<b>5.</b>	<b>RESULTADOS E DISCUSSÃO .....</b>	<b>86</b>
5.1.	Parâmetros de Ajuste .....	86
5.2.	Validação do Modelo Matemático com Base em Experimentos .....	92

5.3.	Estimativa do Consumo de CO <sub>2</sub> e de Produção de Biodiesel de Microalgas .	105
5.4.	Inverstigação da Possibilidade de Otimização da Produtividade .....	111
<b>6.</b>	<b>CONCLUSÕES E SUGESTÕES.....</b>	<b>117</b>
6.1.	Conclusões .....	117
6.2.	Sugestões para Trabalhos Futuros .....	118
<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....</b>		<b>119</b>
<b>ANEXOS I .....</b>		<b>131</b>
<b>ANEXOS II .....</b>		<b>132</b>
<b>ANEXOS III .....</b>		<b>134</b>
<b>ANEXOS IV .....</b>		<b>136</b>
<b>ANEXOS V .....</b>		<b>138</b>
<b>ANEXOS VI .....</b>		<b>140</b>

# 1. INTRODUÇÃO

## 1.1 - Considerações Iniciais

À medida que a humanidade evolui, confronta-se com um grande problema: obter energia de forma limpa, sustentável e renovável. Muitas pesquisas estão sendo feitas em vários setores de energias alternativas tais como na produção de bioetanol, biodiesel, hidrogênio e biogás a partir de culturas. No entanto, todas estas novas tecnologias têm uma série de desvantagens. Até agora, elas não são produtivas o suficiente ou carecem de abundância de recurso vital como água e solo. Sendo assim, deve-se abordar algumas questões: estas biomassas podem ser fornecidas sem causar impacto a terras agrícolas, não competindo com a produção de alimentos e sem prejudicar o meio ambiente?

Cultivar microalgas como matéria-prima para a obtenção de biocombustíveis pode ser a solução para todas estas questões apresentadas acima. Elas surgem como um recurso viável para o biodiesel e biogás. Segundo Chisti (2007) algumas microalgas chegam a ter 70% de lipídio em sua estrutura e são capazes de produzir mais de 30 vezes a quantidade de óleo (por ano por unidade de área de terra) quando comparada com as culturas de oleaginosas, isso pelo fato de terem a duplicação da biomassa em intervalo de tempo muito curto, a utilização de espaço físico menor, a capacidade de serem cultivadas em zonas não apropriadas para a agricultura e a menor geração de resíduo (LOURENÇO, 2006).

Por ser um grupo extremamente diverso de microrganismos, as microalgas podem ser encontradas em praticamente todos os sistemas aquáticos, inclusive em localidades que apresentem grande variação de parâmetros físico-químicos de desenvolvimento. A biodiversidade destes organismos representa uma importante característica tecnológica, possibilitando o cultivo de diferentes gêneros e espécies de microalgas em uma ampla faixa de condições operacionais (SUBRAMANIAN e THAJUDDIN, 2005; XU *et al.*, 2006). Outra vantagem é que as microalgas usam o CO<sub>2</sub> como fonte de carbono para crescerem. Estas podem extrair o dióxido de carbono de escapamentos de usinas de energia ou qualquer outro processo de emissão de CO<sub>2</sub>.

As microalgas podem ser cultivadas em fotobiorreatores (FBRs) fechados (Figura 1.1) ou em FBRs abertos (tanques, piscinas ou pistas de lagoas) (Figura 1.2). A tecnologia de

FBRs para cultivo de microalgas é recente, necessitando ainda muita pesquisa. Melhorias precisam ser feitas a fim de aperfeiçoar e melhorar os sistemas existentes para que estes sejam aplicados no mercado de energia, cosméticos, alimentício, aquicultura e etc (RICHMOND, 2004; PULZ, 2001; CHISTI, 2007). Alguns desafios técnicos são: a) aperfeiçoar e melhorar os sistemas de FBRs existentes para que tenham maior taxa de fotossíntese e consequentemente, b) maior produtividade de biomassa; reduzir os danos celulares devido ao estresse hidrodinâmico; c) manter o cultivo microalgal no intervalo de temperatura de crescimento da microalga e d) reduzir os custos na fabricação operação e manutenção.

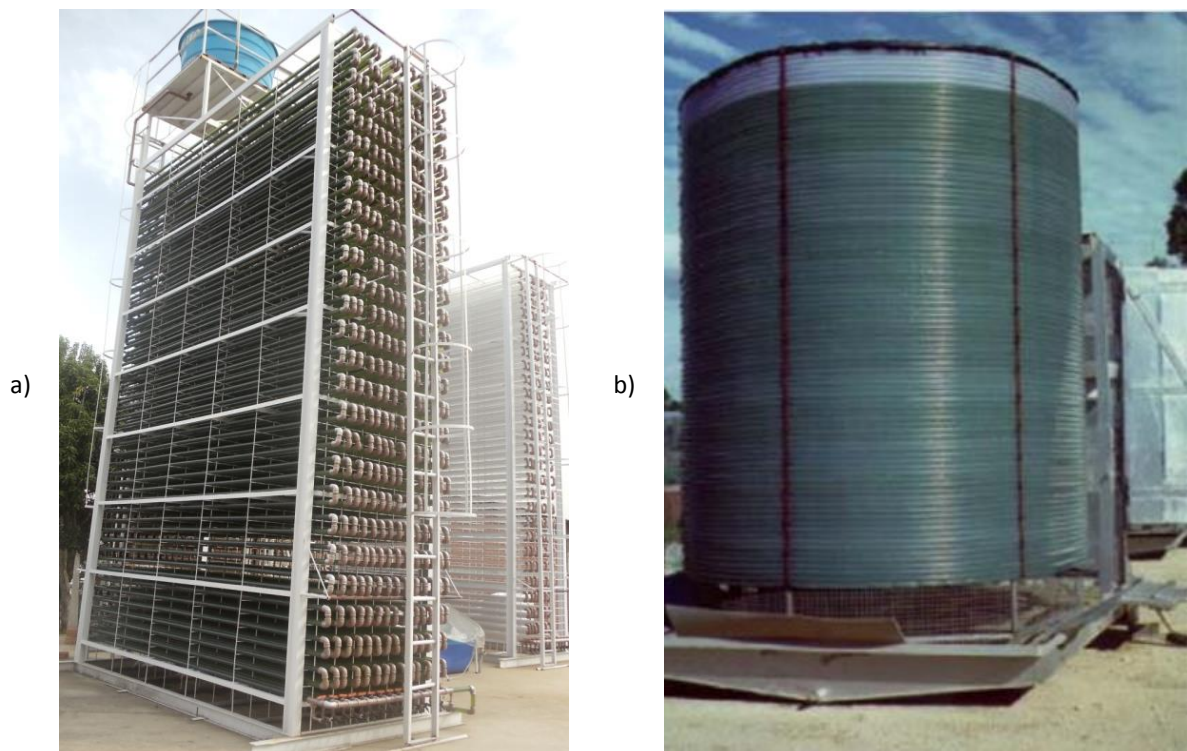


FIGURA 1.1 - a) FBR TUBULARES COMPACTOS LOCALIZADOS NA UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ (BRASIL). b) FBR TUBULAR HELICOIDAL LOCALIZADO NA UNIVERSIDADE DE MURDOCH (AUSTRÁLIA).



FIGURA 1.2 - PISCINAS DE LAGOAS ABERTAS PARA CULTIVO EM GRANDE ESCALA DESENVOLVIDO PELA EMPRESA SEAMBIOTIC USA E PELA NASA *GLENN RESEARCH CENTER*.

Baseado na ideia de geração de biodiesel por microalgas, o Núcleo de Pesquisa e Desenvolvimento de Energia Auto-Sustentável (NPDEAS/UFPR), esta investindo fortemente em diversas pesquisas nesta área. As pesquisas incluem: seleção de cepas de microalgas com alto teor de lipídios; melhoramento do meio de cultivo; utilização de dejetos para gerar energia e a reutilização do meio de cultivo; novas geometrias compactas de fotobiorreatores tubulares (horizontais e verticais), análise de cinética de crescimento em escala de bancada, piloto e industrial; simulação computacional dos fotobiorreatores; desenvolvimento de processo de extração de óleo da biomassa microalgal; e produção de biodiesel a partir de óleo de microalgas.

A visão do prédio do NPDEAS é se tornar um prédio autossustentável, no qual a energia utilizada será oriunda do biodiesel produzido pelo próprio NPDEAS através das microalgas (como mostra o fluxograma da Figura 1.3). Representado pela linha roxa, os gases oriundos da queima do biodiesel seriam misturados ao ar de entrada do fotobiorreator empregado no cultivo de microalgas. Pela linha verde observa-se que a biomassa de microalgas seria recuperada do fotobiorreator e o restante do meio seria novamente utilizado nos próximos cultivos como mostra a linha cinza. A linha amarela mostra que o óleo extraído da biomassa microalgal é usado para obtenção de biodiesel, que seria então usado como combustível no tri-gerador instalado no prédio, fechando o ciclo de reaproveitamento energético. Os restos sólidos da extração do óleo também poderiam ser reaproveitados em um processo de biodigestão que gera biogás mostrado pela linha alaranjada, composto

principalmente de metano, que também pode ser utilizado como combustível para geração de energia elétrica.

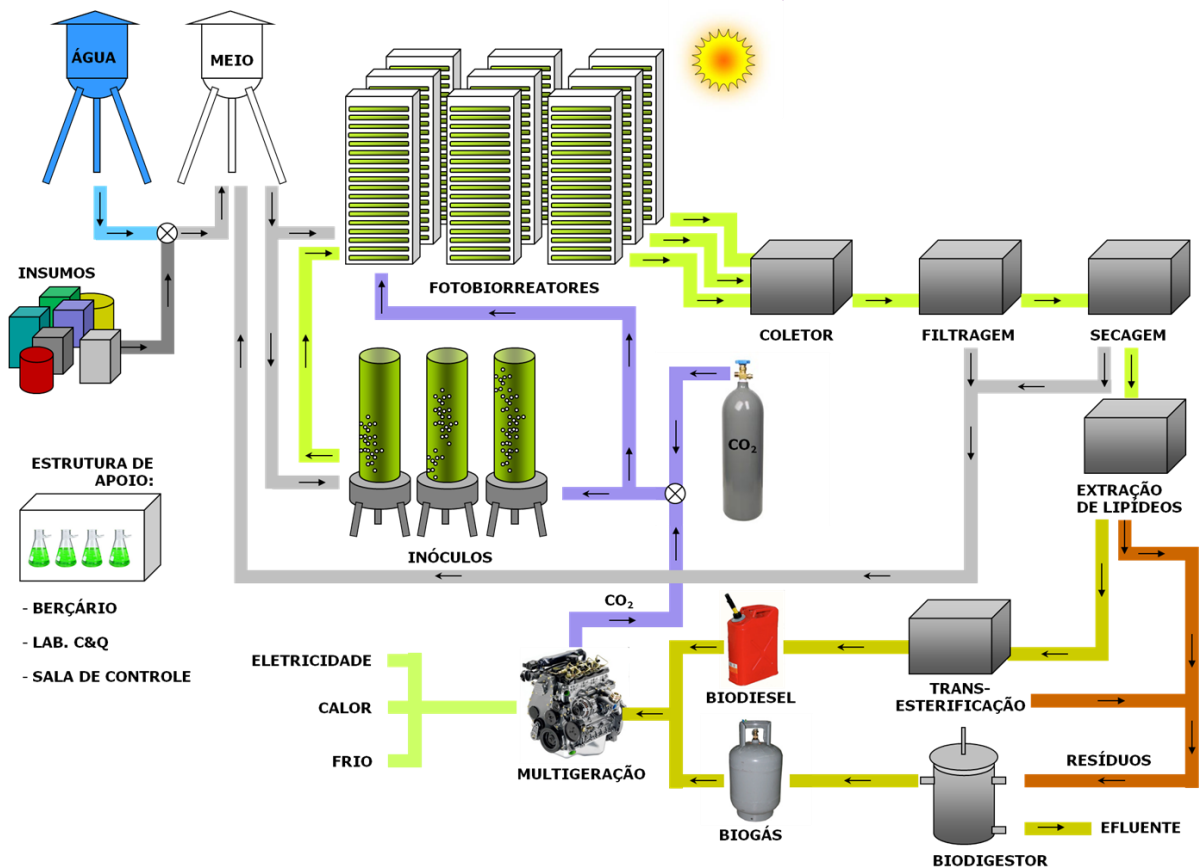


FIGURA 1.3 - FLUXOGRAMA DAS ETAPAS DE GERAÇÃO DE ENERGIA ATRAVÉS DO BIODIESEL DE MICROALGAS PELA SEDE DO NPDEAS  
FONTE: SATYANARAYANA *et al.*, 2011

Dentre as diferentes abordagens de pesquisa necessárias para viabilizar qualquer processo utilizando microalgas, destaca-se a necessidade de um sistema de cultivo com elevada produtividade por área ocupada, baixo custo de instalação e de operação. Para desenvolver tal sistema, é necessário compreender os parâmetros do processo de cultivo de microalgas e quais sistemas já foram utilizados.

É de conhecimento de quem trabalha com microalgas que fatores como: temperatura, radiação solar, pH e a composição de nutrientes do meio de cultivo influenciam diretamente em sua composição celular. Quando é possível controlar estas condições através da engenharia e arquitetura do FBR podem-se obter maiores produções de biomassa microalgal. O pH, e a composição dos nutrientes no meio de cultivo podem ser controlados facilmente através de dispositivos instalados no próprio fotobiorreator, no entanto, a radiação solar e



temperatura são mais difíceis de serem controlados, pois dependem de fatores externos (ângulo solar, velocidade dos ventos, nebulosidade e umidade relativa do ar).

## 1.2 - Organização da Tese

A organização dos capítulos reflete o processo de desenvolvimento do projeto de tese descrito no **capítulo 1**. Esta organização permite ao leitor no **capítulo 2** ter acesso à literatura pesquisada, pertinente aos assuntos a serem tratados nos capítulos subsequentes. No **capítulo 3** é desenvolvido um modelo matemático simplificado para o crescimento de biomassa microalgal em FBR tubulares compactos. A seguir, o **capítulo 4** discorre sobre a aquisição de dados como, concentração de microalgas, radiação solar e temperatura e os procedimentos que foram realizados em laboratório. A análise da simulação computacional com os dados experimentais. No **capítulo 5** apresentam-se os resultados deste trabalho que foram ajuste de parâmetros do modelo matemático proposto, validação experimental do modelo matemático, estimativa de produção de biodiesel de microalgal e consumo de CO<sub>2</sub> e otimização da produtividade de microalgas mantendo fixo os parâmetros geométricos comprimento, largura e altura do FBR e variando a distância na vertical e na horizontal entre os tubos. Finalmente o **capítulo 6** apresenta as conclusões e sugestões para trabalhos futuros.

## 2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 - Microalgas, Aplicações e Cultivo em Fotobiorreatores.

Microalgas são microrganismos algais com clorofila-*a* e outros pigmentos fotossintéticos, os quais têm extrema facilidade de realizar a fotossíntese oxigênica.

A caracterização das microalgas implica na consideração de uma série de critérios. Tradicionalmente estas são classificadas: segundo os tipos de pigmentos, natureza química dos produtos de reserva, parede celular ou por critérios citológicos e morfológicos (HOEK *et al.*, 1995; TOMASELLI, 2004).

As microalgas são responsáveis por pelo menos 60% da produção dos seres vivos primários da Terra e são principalmente encontradas no meio marinho e em água doce (CHISTI, 2004). Por serem os principais produtores primários marinhos, são fundamentais para a estruturação de quase todos os ecossistemas costeiros e oceânicos (LOURENÇO, 2006). Elas são o alimento principal de algumas espécies de peixes, de moluscos e de crustáceos. Além disso, todos os organismos vivos, aquáticos e terrestres, dependem direta ou indiretamente do oxigênio oriundo da fotossíntese realizada pelas microalgas durante a sua respiração (SHELEF e SOEDER, 1980).

O número exato de espécies de microalgas ainda é desconhecido, atualmente são encontradas citações relatando que podem existir entre 200.000 até alguns milhões de representantes deste grupo. Tal diversidade também se reflete na composição bioquímica e, desta forma, as microalgas são fonte de uma quantidade ilimitada de produtos como ácidos graxos polisaturados, corantes, enzimas e etc. (PULZ e GROSS, 2004)

As microalgas por terem uma biodiversidade muito alta tornam-se fonte para diversas aplicações que podem vir a ajudar em diversos aspectos a melhorar as condições de vida das pessoas. Existem inúmeras aplicações para o uso comercial de microalgas como: aumentar o valor nutricional de alimentos humanos e animais devido aos seus componentes químicos; ter papel crucial para a aquicultura; podem ser incorporadas em cosméticos; têm capacidade de assimilar nutrientes como matérias orgânicas e metais pesados.

A produção de alimentos para satisfazer a população mundial poderá ser um dos maiores problemas que o homem enfrentará neste século. Portanto, cultivos de microalgas

surgem como uma alternativa para suplementação alimentar nas áreas mais carentes (ANDRADE, 2005). O uso direto de microalgas na alimentação humana dá-se principalmente por meio da preparação de encapsulados ricos em proteínas e vitaminas ou da mistura de pós de alga em alimentos industrializados, como massas, biscoitos, doces e bebidas. Algumas espécies de microalgas vêm sendo cultivadas há mais de 35 anos para a produção de biomassa, empregada na forma de tabletes, pílulas e líquidos. Fundamentalmente, o consumo de microalgas funciona como suplemento alimentar ou como corante natural de alimentos. Essas microalgas apresentam alto valor nutritivo e algumas outras propriedades especiais, como supressão de hipertensão e promoção do crescimento intestinal de *Lactobacillus* (LOURENÇO, 2006).

O uso de microalgas em cosméticos está parcialmente relacionado à sua propriedade como corante natural, mas envolvem também outros atributos, derivados de ação minerais, vitaminas e outras moléculas orgânicas presentes nos extratos. Estes extratos de microalgas podem ser encontrados principalmente em produtos para a pele utilizados como protetores solares, em produtos para o cabelo, para prevenção do envelhecimento da pele e na prevenção de formação de estrias (LOURENÇO, 2006).

Para reduzir a quantidade de concentração de dióxido de carbono emitida para a atmosfera existem duas possibilidades: a primeira é a redução das emissões e a segunda é absorver o dióxido de carbono produzido em excesso, também denominado como sequestro de carbono. As microalgas podem colaborar a diminuir este excesso de CO<sub>2</sub> na atmosfera, pois o CO<sub>2</sub> é vital no processo de fotossíntese. As microalgas são as principais responsáveis pela absorção biológica do CO<sub>2</sub> atmosférico nos oceanos que cobrem 3/4 da superfície do globo terrestre, uma vez que as microalgas estão presentes em grande número na superfície dos oceanos (FALKOWSKI e RAVEN, 1997). Uma parte do CO<sub>2</sub> absorvido pelas microalgas é transferida para o fundo oceânico num processo conhecido como “bomba biológica” (LALLI e PARSONS, 1993). Este processo, juntamente com a difusão direta do CO<sub>2</sub> para a água, impede que o acúmulo de gases do “efeito estufa” seja ainda maior.

Outra aplicação das microalgas está no tratamento de águas residuais. As águas residuais que resultam das atividades humanas incluem detergentes, óleos, pesticidas, metais pesados, entre outros constituintes. Estes compostos são substâncias consideradas perigosas devido ao seu alto teor de toxicidade e devem ser retiradas do meio ambiente. As microalgas fornecem oxigênio às bactérias, tornando a sua atividade de degradação biológica mais eficiente, removem nutrientes, como o nitrogênio e fósforo, responsáveis pelos processos de

eutrofização de meios hídricos, além de removerem alguns metais pesados e microrganismos patogênicos (MAYO e NOIKE, 1994).

Uma das aplicações mais importantes das microalgas é a energética, uma vez que ela pode produzir energia das seguintes formas: queima da biomassa, hidrogênio, biodiesel e biogás. As indústrias se voltam cada vez mais para o ramo de biodiesel à base de microalgas, pois além de ecologicamente correta, estas têm um potencial maior do que as culturas tradicionais (oleaginosas), oferecendo um rendimento satisfatório em curto espaço de tempo.

No entanto, a biomassa de microalgas não está disponível em quantidade suficiente no ambiente natural para ser efetivamente utilizada. Desta forma, diferentemente do que ocorre em outras atividades (extrativismo vegetal, pesca, caça, etc.), no caso de microalgas é necessário coletar os organismos na natureza e cultivá-los para torná-los utilizáveis. Neste sentido, os cultivos são as ferramentas que viabilizam o aproveitamento das microalgas pelo homem (LOURENÇO, 2006). As microalgas têm condições de produção para 70 toneladas de biomassa por hectare/ano (de onde é extraído o biodiesel), enquanto a soja produz em média apenas três toneladas de biomassa por hectare/ano (XU *et al.*, 2006).

Segundo Borowitzka (1999), as microalgas podem ser cultivadas em diversos sistemas de cultivo, com volume variando desde poucos litros até bilhões de litros. Em geral, os sistemas de produção são pouco sofisticados, uma vez que, muitas empresas desenvolvem cultivos a céu aberto em tanques com baixo ou nenhum controle dos parâmetros ambientais. Recentemente, pesquisadores estão desenvolvendo cultivos de microalgas em equipamentos específicos, denominados fotobiorreatores, nos quais é possível controlar alguns parâmetros ambientais. Isto implica numa elevada produtividade, a qual viabiliza a produção comercial de compostos de elevado valor (TREDICI, 2004; SATYANARAYANA *et al.*, 2011).

Fotobiorreatores são definidos como sistemas utilizados para o desenvolvimento de reações fotossintéticas, baseando-se em processos naturais em que o metabolismo fotossintético dos microrganismos converte energia solar, calor e CO<sub>2</sub> em produtos como oxigênio, hidrogênio, lipídios, carboidratos e proteínas (CONTRERAS *et al.*, 1999). Consequentemente, estes processos necessitam de sistemas de iluminação, trocadores de gases (adição de CO<sub>2</sub> e remoção de O<sub>2</sub>), adição de nutrientes e controle de temperatura (RORRER e CHENEY, 2004).

Os FBRs fechados oferecem uma ótima estrutura, pois são caracterizados por elevada eficiência fotossintética associada a um preciso controle das variáveis operacionais, com destaque para menores riscos de contaminação e permitem a manutenção de um ambiente

físico-químico estável, por exemplo, evaporação, pH, nutrientes (PAPÁCEK *et al.*, 2003; KUNJAPUR e ELDRIDGE, 2010; MATA *et al.*, 2010; MORWEISER *et al.*, 2010). Por outro lado, a construção dos FBRs fechados possui custos mais elevados, uma vez que necessitam de materiais transparentes, são mais complexos operacionalmente e são de difícil escalonamento (LOPES, 2007). A razão entre o volume por unidade de área é outro critério a ser considerado na escolha de um FBR fechado ou aberto, uma vez que a implementação de FBRs abertos para elevados volumes de cultivo requer grandes áreas disponíveis para a construção das lagoas (BOROWITZKA, 1999).

Além disso, FBRs para cultivo de microalgas podem ser instalados em terras degradadas ou até mesmo em desertos, basta apenas que haja luz, nutrientes, gás carbônico e água, que pode ser até mesmo salgada ou imprópria para consumo humano ou animal. Kurano *et al.* (1995), comenta que as microalgas podem ser cultivadas em FBRs acoplados a saídas de CO<sub>2</sub> representando assim uma alternativa efetiva para a diminuição do “efeito estufa”. A fixação biológica de gás carbônico a partir de organismos fotossintéticos como as microalgas em FBRs é considerada uma alternativa frente aos processos convencionais de tratamento. Isto se dá devido à elevada capacidade de remoção de dióxido de carbono pelas microalgas.

A otimização dos FBRs é o grande desafio do momento. Busca-se atualmente um equipamento que utilize a menor área possível, com grande capacidade volumétrica, que possa aproveitar o máximo da energia solar para aumentar sua eficiência fotossintética, e com isso gerar grandes quantidades de biomassa.

## **2.2 - Modelagem Matemática para Cultivo de Microalgal e Fatores Limitantes**

Ao analisar os cultivos de microalgas em laboratórios podem-se extrair parâmetros de crescimento. Tais parâmetros podem ser usados em equações que descrevam a taxa específica de crescimento da microalga, e ser representas graficamente mostrando o desenvolvimento do cultivo.

Um dos métodos empregados para a avaliação do crescimento das populações microalgais é a curva de crescimento. Esta pode ser expressa como sendo a relação entre o número de células por unidade de volume ou definida pela massa da biomassa por unidade de volume. A cinética de crescimento pode ser determinada em uma cultura de microalgas para

um volume homogêneo, em que o fornecimento de nutrientes é limitado. Segundo Derner (2006) teoricamente, a curva de crescimento apresenta cinco fases distintas (Figura 2.1).

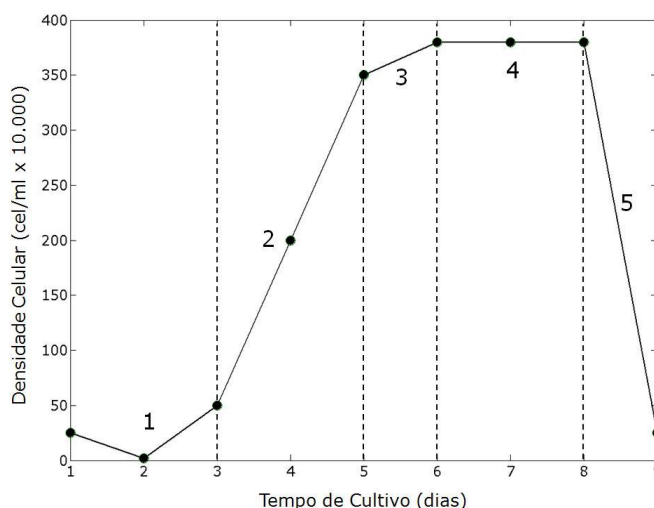


FIGURA 2.1 - CURVA DE CRESCIMENTO DE UMA CULTURA DE MICROALGAL NUM CULTIVO DO TIPO ESTACIONÁRIO  
FONTE: DERNER, 2006

**1 – Fase de Indução ou Fase Lag:** ocorre logo após a repicagem, não existe um incremento na população devido à adaptação das células algais às novas condições de cultivo, podendo inclusive ocorrer uma redução na densidade celular. Em alguns cultivos esta fase pode ocorrer muito rapidamente ou não acontecer.

**2 – Fase Exponencial ou Fase Log:** é a fase de crescimento na qual a biomassa se duplica sucessivamente em intervalos regulares de tempo;

**3 – Fase de Diminuição do Crescimento Relativo:** o tempo requerido para a duplicação celular aumenta, reduzindo assim a taxa de crescimento. Isto é consequência da diminuição na quantidade de nutrientes disponíveis no meio (os quais foram assimilados pelas microalgas) e, principalmente, da redução da atividade fotossintética devido ao incremento da densidade microalgal. Neste ponto, a quantidade de energia luminosa por célula microalgal torna-se bastante reduzida (autossombreamento);

**4 – Fase Estacionária:** nesta fase não há incremento líquido da população (a densidade celular permanece constante), a taxa de crescimento está compensada pela taxa de mortalidade, podendo existir alta contaminação;

**5 – Fase de Morte da Cultura:** é resultado da redução de nutrientes e do autossombreamento a um nível que não suporta o crescimento, bem como da possível ocorrência de um nível tóxico de metabólitos.

Conforme relata Revem (1988) tanto no ambiente natural como nos cultivos, o crescimento de uma população de microalgas é resultado da interação entre fatores biológicos, físicos e químicos. Os fatores biológicos estão relacionados às próprias taxas metabólicas da espécie cultivada, bem como a possível influência de outros organismos sobre o desenvolvimento algal. Quanto aos fatores físico-químicos, que influenciam no crescimento das microalgas, são principalmente reportados estudos sobre a radiação solar, a temperatura, a disponibilidade de gases como oxigênio e dióxido de carbono, agitação e mistura, controle de pH e a disponibilidade de nutrientes (LOURENÇO e MARQUES JUNIOR, 2002; KITAYA *et al.*, 2005; BERENGUEL *et al.*, 2004; MOLINA GRIMA *et al.*, 1999).

### **Radiação Solar**

Em relação à radiação solar, Cozza (1999) afirma que é o fator mais utilizado no processo fotossintético, não apenas pela sua natureza, mas pela sua distribuição de forma global. Convertida em energia química ela é armazenada sob a forma de carboidratos (monossacarídeos, oligossacarídeos e polissacarídeos), proteínas, lipídios e até muitas vezes, combustíveis fósseis, fotossintetizados em épocas remotas.

A energia luminosa só pode ser utilizada depois de absorvida pelos pigmentos, as reações de captação da luz ocorrem nas membranas internas, ou tilacóides, onde são encontradas a clorofila e outros pigmentos. O padrão de absorção da radiação por um pigmento é conhecido como espectro de absorção de cada substância. A clorofila é o pigmento que reflete a radiação no comprimento de onda verde, tornando a aparência das folhas na cor verdes, e absorve radiação nos comprimentos de onda azul, violeta e vermelho. A fotossíntese ocorre pela absorção da radiação na faixa de 400-700 nm por pigmentos fotossintéticos, quais sejam clorofila ou carotenoides. Esta faixa do espectro é utilizada pelos vegetais como fonte de energia para as suas atividades metabólicas, é comumente chamada em fisiologia de plantas de Radiação Fotossinteticamente Ativa (*PAR*, do inglês *Photosynthetically Active Radiation*) (RAVEN e EVERT, 1996).

Desta forma, nota-se que a disponibilidade radiação solar é um dos principais fatores que controlam a produtividade de cultivos fotossintéticos. Pulz e Scheinbenbogen (1998) reportam que a atividade fotossintética se eleva com o aumento da radiação solar até valores em que começa a ocorrer inibição do crescimento celular, através de um fenômeno conhecido por fotoinibição. Segundo este autor, este fato está relacionado à saturação do aparato

fotossintético dos microrganismos. A fotoinibição tem sido observada nas horas centrais dos períodos luminosos em cultivos abertos, e ainda em cultivos fechados (GÖKSAN *et al.*, 2003; REBOLLOSO FUENTES *et al.*, 1999).

Portanto, ao construir um FBR aberto ou fechado, que utilizará o sol como fonte de energia luminosa, é de suma importância analisar o crescimento da cultura de microalgas durante as variações desta radiação solar. Desta forma diversos pesquisadores criaram equações para descrever a taxa de crescimento específica das microalgas em relação à radiação solar ( $I$ ). As primeiras pesquisas podem ser observadas na Tabela 2.1.

TABELA 2.1 - MODELOS MATEMÁTICOS PARA A TAXA DE CRESCIMENTO ESPECÍFICA EM RELAÇÃO À RADIAÇÃO SOLAR  
FONTE: MOLINA GRIMA *et al.*, 1999

Equações	Referências
2.1. $\mu = \frac{\alpha \mu_{\max} I}{\mu_{\max} + \alpha I}$	Tamiya <i>et al.</i> (1953)
2.2. $\mu = \mu_{\max} \left( 1 - \exp \left( - \frac{I}{I_{\max}} \right) \right)$	Van Oorshot (1955)
2.3. $\mu = \frac{\mu_{\max} I}{I_{\max}} \exp \left( 1 - \frac{I}{I_{\max}} \right)$	Steele (1977)
2.4. $\mu = \frac{\mu_{\max} I}{\left( K_s^m + I^m \right)^{\frac{1}{m}}}$	Bannister (1979)
2.5. $\mu = \frac{\mu_{\max} I}{K_s + I + \frac{I^2}{K_i}}$	Aiba (1982)
2.6. $\mu = \frac{\mu_{\max} I^n}{I_k^n + I^n}$	Molina Grima <i>et al.</i> (1994)

Geralmente a taxa de crescimento específica aumenta com a radiação solar, atingindo um valor máximo em  $\mu_{\max}$ , mas o aumento da radiação solar pode efetivamente inibir o crescimento, no entanto, embora a fotoinibição seja bem documentada, tem sido muitas vezes ignorada. Por exemplo, a Eq.(2.1), Eq.(2.2), Eq.(2.4) e a Eq.(2.6) na Tabela 2.1 não levam a fotoinibição em conta. Apenas as Eq.(2.3) e Eq.(2.5) considera o efeito inibitório de radiação solar excessiva. Desta forma utilizando a Eq.(2.6) como ponto de partida Molina Gima



(1996a) desenvolveu uma equação (Eq. 2.7) para a taxa de crescimento específica que leva em conta a fotoinibição por radiação solar.

$$\mu = \frac{\mu_{\max} I_{av}^{b-\frac{c}{I_0}}}{I_{av}^{b+\frac{c}{I_0}} + \left( I_K \left( 1 + \left( \frac{I_0}{K_i} \right)^a \right) \right)^{b+\frac{c}{I_0}}} \quad (2.7)$$

onde  $I_{av}$  é a radiação solar média no meio de cultivo microalgal,  $I_0$  representa a radiação solar na superfície,  $I_k$  parâmetro de afinidade da microalga com a radiação solar,  $K_i$  é um parâmetro de fotoinibição e  $a$ ,  $b$  e  $c$  são parâmetros a determinar experimentalmente.

## Temperatura

O segundo fator, a temperatura, influencia diretamente no crescimento de todos os organismos vivos. Além de influenciar nas taxas de reações celulares afeta também a natureza do metabolismo, a concentração de biomassa, as necessidades nutricionais e a composição do organismo (FAINTUCH, 1989).

Cada microalga tem uma temperatura ideal para exercer crescimento máximo. No entanto, toleram um intervalo de variação em média de 20 °C, tendo como ponto médio deste intervalo a temperatura ótima para o crescimento. Segundo Goldman e Ryther (1976) a temperatura exerce uma influência muito poderosa em culturas de microalgas chegando a controlar qual das espécies irá dominar um ambiente. Estas influências foram por meio de experimentos testadas pelos autores, o qual concluíram que em um sistema de diversas culturas de microalgas irá se destacar e crescer a microalga que tem o seu metabolismo adequado para a faixa de temperatura que está o sistema.

Entretanto, Chevalier *et al.* (2002) reportam a possibilidade da pré-adaptação das culturas a valores de temperaturas fora da faixa considerada ideal. O isolamento de espécies tolerantes a elevadas temperaturas (40 °C – 60 °C) vêm sendo considerado um importante critério na seleção do microrganismo, uma vez que possibilitaria a injeção direta de dióxido de carbono oriundo de processos térmicos (ONO e CUELLO, 2007).

Cultivos de microalgas em fotobiorreatores normalmente tem produtividade decrescente em temperaturas excessivas ou reduzidas. No entanto, pode-se controlar a temperatura nos valores definidos como ideal para um determinado cultivo através da

instalação de sistemas que utilize troca térmica para chegar à temperatura ideal. Estes sistemas embora elevem a produtividade microalgal, possuem como principal desvantagem o elevado custo e gasto de energia.

A determinação do efeito da temperatura na taxa específica de crescimento de microalgas pode ser identificada mantendo-se todas as outras variáveis constantes. A taxa de crescimento atinge um máximo a uma temperatura específica. Segundo Dauta *et al.* (1990) a taxa específica de crescimento de microalgas segue uma função de distribuição normal inclinada, onde  $\mu_{max}$  é o pico (Figura 2.2).

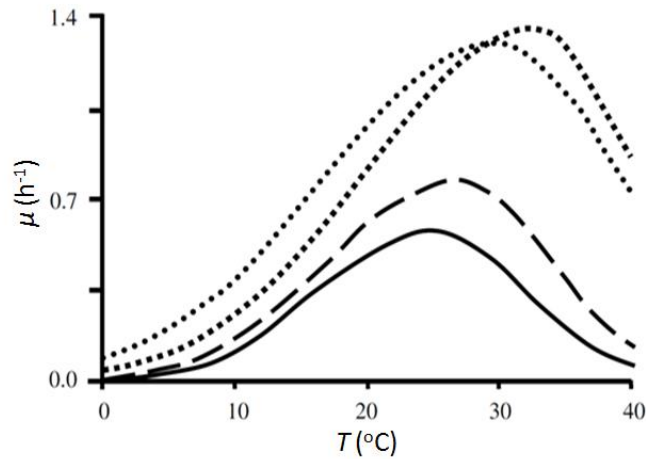


FIGURA 2.2 - VARIAÇÃO DA TAXA DE CRESCIMENTO ( $\mu$ ) VERSUS TEMPERATURA PARA QUATRO DIFERENTES TIPOS DE MICROALGAS  
FONTE: DAUTA *et al.*, 1990

A distribuição normal inclinada pode ser descrita através da Eq.(2.8) e Eq.(2.9), a primeira para a taxa específica de crescimento abaixo da temperatura ótima ( $T_{opt}$ ) e a segunda para a taxa específica de crescimento acima da temperatura ótima.

$$\mu = \mu_{max} \exp \left\{ -2.3 \left[ \frac{T - T_{opt}}{T_{sup} - T_{opt}} \right]^2 \right\} \quad \text{for } T > T_{opt} \quad (2.8)$$

$$\mu = \mu_{max} \exp \left\{ -2.3 \left[ \frac{T - T_{opt}}{T_{inf} - T_{opt}} \right]^2 \right\} \quad \text{for } T \leq T_{opt} \quad (2.9)$$

onde  $T_{inf}$  e  $T_{sup}$  são os limites inferior e superior que a temperatura pode alcançar.

Segundo Roels (1983), a equação de Arrhenius pode descrever o comportamento da taxa específica de crescimento de cultivos de microalgas ou até mesmo substituir o parâmetro  $\mu_{max}$  conforme Pérez *et al.* (2008) utilizaram em seu trabalho (Eq. (2.10)).

$$\mu = A_1 \exp\left(\frac{E_a}{RT}\right) - A_2 \exp\left(\frac{E_b}{RT}\right) \quad (2.10)$$

onde  $A_1$  e  $A_2$  são fatores de frequência ou pré-exponencial ( $\text{h}^{-1}$ ),  $E_a$  e  $E_b$  representa a energia de ativação (kcal/mol) e  $R$  é a constante geral dos gases (K).

Sánchez *et al.* (2008) utilizaram as ideias de Roels (1983) e de Molina Grima *et al.* (1996) em seu modelo matemática para a cinética do crescimento microalgal. Ao substituir o valor de  $\mu_{max}$  da Eq.(2.7) por uma função de Arrhenius, esta em função da temperatura, obtem-se a Eq.(2.11). É válido observar que  $\mu_{max}$  agora está em função da temperatura, ele só será máximo quando estiver submetido à temperatura ótima para a referida microalga cultivada.

$$\mu = \frac{\left( A_1 \exp\left(\frac{E_a}{RT}\right) - A_2 \exp\left(\frac{E_b}{RT}\right) \right) I_{av}^{b+\frac{c}{I_0}}}{I_{av}^{b+\frac{c}{I_0}} + \left( I_K \left( 1 + \left( \frac{I_0}{K_i} \right)^a \right) \right)^{b+\frac{c}{I_0}}} \quad (2.11)$$

## pH

A variação do pH em culturas de microalgas ocorre devido ao consumo de substratos, solubilização e consumo do dióxido de carbono e à degradação de metabólitos produzidos (MOLINA GRIMA *et al.*, 1999). A faixa de pH considerada ótima para a fotossíntese situa-se entre 7,5 e 10 (VALIENTE e LEGANES, 1989).

O pH pode ser controlado facilmente nos cultivos de microalgas através da dissolução do dióxido de carbono na fase aquosa de FBRs. No entanto, também se pode analisar a taxa específica de crescimento microalgal em função do pH. Por definição o valor do pH pode ser expresso como o logaritmo negativo da concentração de íons de hidrogênio pela Eq.(2.12).

$$pH = -\log[H^+] \quad (2.12)$$

Para mostrar a taxa de crescimento específica da microalga *Phaeodactylum tricornutum* para diferentes níveis de pH, Pérez *et al.* (2008) utilizam a Eq.(2.13) em seu modelo matemático. A taxa específica de crescimento atinge seu ponto máximo com pH 8 conforme a Figura 2.3.

$$\mu = \frac{\mu_{\max}}{1 + \frac{[H^+]}{K_1} + \frac{K_2}{[H^+]}} \quad (2.13)$$

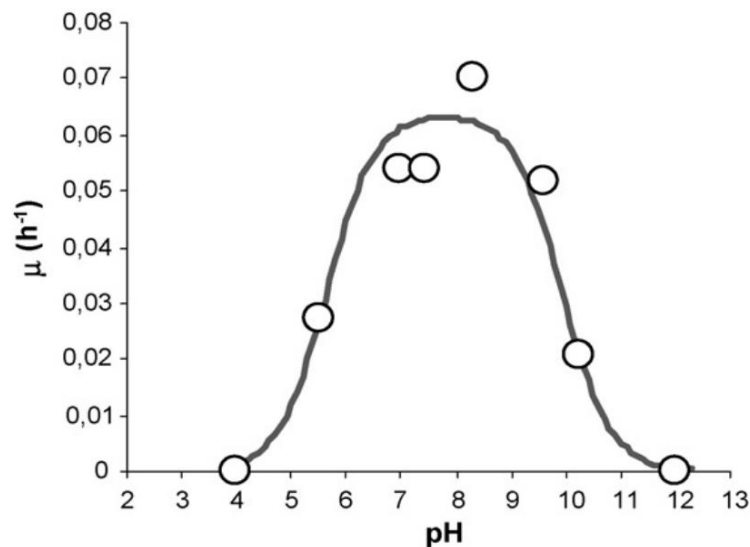


FIGURA 2.3 - REPRESENTAÇÃO DA TAXA DE CRESCIMENTO ESPECÍFICA PARA DIFERENTES PH

FONTE: PÉREZ *et al.*, 2008.

### Concentração de O<sub>2</sub>

A fotossíntese acarreta na liberação de O<sub>2</sub> na proporção média de 1 mol de O<sub>2</sub> por mol de CO<sub>2</sub> consumido, com variação de até 20% de acordo com a intensidade luminosa (SOBCZUK *et al.*, 2008). O O<sub>2</sub> deve ser removido do meio durante a fotossíntese, pois elevadas concentrações inibem o crescimento e, na presença de luz intensa, podem causar dano foto-oxidativo às células (CHISTI, 2007). Além disso, se a concentração de O<sub>2</sub> for significativamente superior à concentração de CO<sub>2</sub>, o metabolismo celular pode ser desviado

da fotossíntese para a fotorrespiração, na qual as reservas energéticas da célula são utilizadas como fonte de carbono e energia celular na presença de luz (BITOG *et al.*, 2011). Portanto, a concentração de O<sub>2</sub> não deve ultrapassar 400% do valor correspondente à concentração em água em equilíbrio com ar numa pressão de 1 atm, sendo que o limite para algumas espécies pode ser menor (CHISTI, 2007).

A concentração de O<sub>2</sub> no meio de cultivo microalgal é outro fator que deve ser considerado, pois segundo Oswald (1988), níveis extremos de O<sub>2</sub> dissolvido pode gerar danos foto-oxidativos nas células com redução paralela da eficiência de tratamento. Entretanto, como o oxigênio é um produto do metabolismo fotossintético, sua formação e solubilização em fotobiorreatores é um indicativo de elevadas taxas de consumo de carbono inorgânico (MUÑOZ *et al.*, 2004).

## Nutrientes

O meio preparado para o cultivo influencia diretamente no crescimento celular microalgal, bem como na composição química da microalga. Os elementos nutritivos mais importantes são dióxido de carbono, nitrogênio, fósforo, magnésio e potássio. Microelementos como manganês e cobalto atuam favoravelmente em suas atividades vitais (LIMA *et al.*, 1999).

**Dióxido de carbono:** Segundo Lourenço (2006) o carbono é um dos principais elementos necessário para as microalgas. Sua demanda decorre do fato de que o carbono constitui-se no componente mais importante de todas as substâncias orgânicas sintetizadas pelas células (proteínas, carboidratos, ácidos nucleicos, vitaminas, lipídeos, etc.). O dióxido de carbono é a fonte de carbono que contribui para o crescimento fotossintético e autotrófico das microalgas. Em alguns cultivos se faz necessário a adição de CO<sub>2</sub>, pois no ar existem somente 0,03% de CO<sub>2</sub>.

**Nitrogênio:** A proporção de nitrogênio pode variar de 1 a 10% em peso seco, sendo que uma grande variedade de compostos nitrogenados, orgânicos e inorgânicos, pode ser utilizada como fonte de nitrogênio para o cultivo de microalgas (RADMANN *et al.*, 2004). O nitrogênio é incorporado dentro do microrganismo na síntese de proteínas, sendo que sua ausência acarretaria a diminuição de aminoácidos e, conseqüentemente, do teor proteico (REINEHR, 2003).

**Fósforo:** O fósforo está associado à realização de todos os processos que envolvem trocas energéticas nas células. ATP, açúcares fosfatados, ácidos nucléicos e fosfoenzimas são

os principais componentes estruturais que apresentam fósforo nas microalgas. De forma simplificada, pode-se assumir que há duas funções fundamentais do fósforo nas células: transferir energia e constituir moléculas estruturais (LOURENÇO, 2006). A assimilação do fósforo é dependente da radiação solar, possivelmente em razão da acumulação de energia em ATP.

**Magnésio:** O magnésio é essencial às microalgas por ser constituinte da molécula de clorofila, ocorrendo no seu núcleo. Quando o magnésio está em falta no sistema, gera um processo designado de clorose, no qual as células perdem seu conteúdo pigmentar (LOURENÇO, 2006).

**Potássio:** Suas funções nas células microalgais referem-se à regulação osmótica, ao controle de pH interno e à conformação e estabilidade de proteínas. Quanto a este último aspecto, experimentos indicam mudanças ao nível proteico celular em células que sofrem ausência de K. O potássio é um íon ativador de enzimas. Ele pode ser substituído, ao menos em parte pelo sódio (LOURENÇO, 2006).

**Manganês e Cobalto:** Os micronutrientes manganês e cobalto, se adicionados ao cultivo, podem influenciar significativamente as microalgas. O primeiro micronutriente funciona como um co-fator de enzimas que participa da síntese de ácidos graxos, sendo fundamental para o transporte de elétrons no fotossistema II, e atuando também na manutenção das estruturas das membranas dos cloroplastos, além de ser um componente estrutural da superóxido-dismutase, enzima que remove radicais superóxidos tóxicos das células. O segundo micronutriente é exigido em pequenas concentrações, porém é um componente fundamental da vitamina B<sub>12</sub>, a cianocobalamina, uma das três vitaminas mais importantes para o desenvolvimento de microalgas em geral, participando dos processos de fixação de nitrogênio pela célula, estando, portanto, associado ao metabolismo do nitrogênio (LOURENÇO, 2006).

**Vitaminas:** Algumas microalgas requerem vitaminas adicionais para o crescimento ótimo. As mais comuns são B<sub>12</sub>, tiamina e biotina. As concentrações podem variar de 1/10 a 1/100 ng/l.

Para demonstrar matematicamente como a concentração de microalgas cresce em relação aos seus nutrientes, diversos modelos matemáticos já foram elaborados. Jaques Monod foi um dos primeiros cientistas a elaborar uma equação matemática para mostrar o crescimento limitante de uma população de microrganismos. Quando esta depende da

disponibilidade de nutrientes, baseado na Lei de Michaelis-Menten (1913). Para o crescimento de microrganismos, no ano de 1942 Monod desenvolveu a Eq.(2.14).

$$\mu = \frac{\mu_m S}{K_s + S} \quad (2.14)$$

onde  $S$  é a concentração de nutrientes ( $\text{g/m}^3$ ),  $\mu_m$  é a taxa de crescimento máxima ( $\text{h}^{-1}$ ) e  $K_s$  é a constante de saturação.

Para analisar os efeitos de altas concentrações de  $\text{CO}_2$  no meio de cultivo de microalgas, Kurano e Miyachi (2005) utilizaram um modelo matemático (Eq.(2.15)) desenvolvido por Andrews (1968). Este modelo calcula a taxa específica de crescimento baseado na quantidade de  $\text{CO}_2$  no meio de cultivo, e tem a capacidade de demonstrar a inibição do crescimento microalgal por excesso de  $\text{CO}_2$ .

$$\mu = \mu_{\max} \frac{C_{\text{CO}_2}}{K_s + C_{\text{CO}_2} + \frac{C_{\text{CO}_2}^2}{K_i}} \quad (2.15)$$

onde  $C_{\text{CO}_2}$  é a concentração de dióxido de carbono ( $\text{g/m}^3$ ),  $K_s$  é a constante de saturação e  $K_i$  é constante de inibição.

Chen *et al.* (2009) descrevem o comportamento da concentração de microalgas, em relação a dois nutrientes: nitrogênio e fósforo. Assim obtiverem as seguintes equações:

$$\frac{dC_{\text{alg}}}{dt} = \frac{r_0 C_{\text{alg}} \left( 1 - \frac{C_{\text{alg}}}{K} \right)}{1 - \frac{C_{\text{alg}}}{K'}} \quad (2.16)$$

$$\frac{dC_{i0}}{dt} = k_i C_{Ei} - g_i C_{i0} - m_i C_{i0} \quad \text{para } i = 1, 2 \quad (2.17)$$

$$\frac{dC_{Ei0}}{dt} = g'_i C_{i0} C_{\text{alg}} - l_i C_{\text{alg}} + g''_j C_{j0} C_{\text{alg}} - h_i C_{Ei0} + U_{i0} \quad \text{para } i = 1, 2, i \neq j \quad (2.18)$$

onde  $C_{alg}$  é a concentração de microalgas ( $\text{g/m}^3$ ),  $C_{i0}$  é a concentração de fósforo e nitrogênio na microalga ( $\text{g/m}^3$ ),  $C_{Ei0}$  é a concentração de fósforo e nitrogênio no meio de cultivo ( $\text{g/m}^3$ ),  $r_0$  taxa de crescimento específico da microalga ( $\text{h}^{-1}$ ),  $U_{i0}$  são taxas de entrada por volume de fósforo e nitrogênio,  $k_i C_{Ei0}$  é a taxa de aumento da concentração de fósforo e nitrogênio na microalga,  $-g_i C_{i0}$  é uma taxa de redução de fósforo e nitrogênio devido à descarga da microalga,  $-m_i C_{i0}$  é uma taxa de redução de fósforo e nitrogênio devido o gasto metabólico da microalga,  $g'_i C_{i0} C_{alg}$  é a taxa de aumento da concentração de fósforo e nitrogênio no meio de cultivo,  $-l_i C_{alg}$  é uma taxa de redução de fósforo e nitrogênio devido à absorção pela microalga,  $-h_i C_{Ei0}$  é uma taxa de redução devido à perda de fósforo e nitrogênio do meio para o ambiente, e  $g''_j C_{j0} C_{alg}$  é a taxa de alteração da concentração de fósforo, devido à quantidade de perda na microalga em relação à existência de nitrogênio.

### **Agitação do meio de cultivo**

Por fim é importante ressaltar a importância da agitação no meio de cultivo, pois auxilia na circulação das microalgas no interior do FBR para que elas recebam radiação solar de forma uniforme, uma vez que as células de microalgas próximas à parede do reator recebem uma alta densidade de fluxo fotônico que pode causar fotoinibição, enquanto que as células que se encontram nas partes centrais do reator, por receberem um baixo fluxo fotônico acabam tendo crescimento mais lento pela falta de radiação. No entanto, com o movimento das células entrando e saindo da zona de ótima iluminação com uma determinada frequência, pode-se aumentar a produtividade. (SERENOTTI, 2004; MITSUHASHI *et al.*, 1994; LUO *et al.*, 2003).

A agitação, promovida por aeradores, também promove a aeração dos cultivos. Além de oxigenarem o meio, provocam a mistura evitando a estratificação térmica, distribuindo as substâncias por todo o cultivo e evitando o acúmulo de matéria orgânica no fotobiorreator.

### **Coluna de gaseificação**

A coluna de gaseificação deve ser eficiente no fornecimento de  $\text{CO}_2$  e na remoção de  $\text{O}_2$ , além de evitar que as bolhas de gás passem para os tubos (CHISTI, 2008). A transferência gasosa depende principalmente do tempo de residência da fase gasosa, da área de transferência e do grau de mistura da fase líquida. A transferência pode ser melhorada utilizando misturadores estáticos, que, além de intensificarem a turbulência, aumentam o



tempo de residência do gás no sistema e quebram as bolhas, aumentando a área de troca (RYU *et al.*, 2009).

O CO<sub>2</sub> pode ser fornecido na sua forma pura ou misturado ao ar de entrada (MOLINA GRIMA *et al.*, 1999). Apesar do CO<sub>2</sub> ser frequentemente aplicado em elevadas concentrações para garantir o controle do pH e elevadas velocidades de crescimento, seu fornecimento deve ser controlado para reduzir, se possível, a perda de CO<sub>2</sub> para a atmosfera, a fim de diminuir custos com o gás e reter a sua emissão para a atmosfera (FAN *et al.*, 2008; RUBIO *et al.*, 1999).

Os modelos matemáticos utilizados em colunas de gaseificação devem ser capazes de prever as concentrações de CO<sub>2</sub> e O<sub>2</sub> na saída da coluna. Para isso, devem também ser capazes de descrever essas concentrações em qualquer posição do interior da coluna. Apesar da importância das trocas gasosas em fotobiorreatores, existem poucos modelos que as descrevem, dos quais se destacam os modelos de Cornet *et al.* (1998), de Rubio *et al.* (1999), e de Boyadjiev e Merchuk (2008).

Cornet *et al.* (1998) desenvolveram um modelo matemático para reatores do tipo tanques agitados e tubulares de fluxo pistonado. A Eq.(2.19) representa a fase líquida e a Eq.(2.20) representa a fase gasosa.

$$\frac{\partial C_{O_2}}{\partial t} = -V_{L,x} \frac{\partial C_{O_2}}{\partial x} + R_{O_2} \quad (2.19)$$

onde  $C_{O_2}$  é a concentração de O<sub>2</sub> na fase líquida (mol m<sup>-3</sup>),  $t$  é o tempo de processo (s),  $V_{L,x}$  é a velocidade linear da fase líquida na direção  $x$  (m s<sup>-1</sup>) e  $R_{O_2}$  é a velocidade de reação do O<sub>2</sub> (mol m<sup>-3</sup> s<sup>-1</sup>).

$$\frac{\partial(\dot{n}y_{O_2})}{\partial V} = (1 - \varepsilon)R_{O_2} \quad (2.20)$$

onde  $\dot{n}$  é a vazão molar da fase gasosa (mol s<sup>-1</sup>),  $V$  é volume total do sistema (m<sup>3</sup>),  $y_{O_2}$  é fração molar de O<sub>2</sub> na fase gasosa e  $\varepsilon$  é o *holdup* do gás.

O modelo proposto por Rubio *et al.* (1999) baseia-se no fotobiorreator tubular de Molina *et al.* (2001). Desta maneira, os autores obtiveram as Eq.(2.21) e Eq.(2.22) para as concentrações de oxigênio na fase líquida e na fase gasosa, respectivamente, na coluna:

$$V_{L,x} \frac{\partial C_{O_2}}{\partial x} = R_{O_2} + \frac{k_L a_{r,O_2}}{(1-\varepsilon)} (C_{O_2}^* - C_{O_2}) \quad (2.21)$$

$$\frac{\partial(u_{G,x} C_{G,O_2})}{\partial x} = -k_L a_{r,O_2} (C_{O_2}^* - C_{O_2}) \quad (2.22)$$

onde  $k_L a_{r,O_2}$  é o coeficiente volumétrico de transferência de massa do  $O_2$  na fase líquida do *riser* ( $s^{-1}$ ),  $C_{O_2}^*$  é a concentração de  $CO_2$  na fase gasosa ( $mol\ m^{-3}$ ),  $u_{G,x}$  é a velocidade superficial da fase gasosa na direção  $x$  ( $m\ s^{-1}$ ) e  $C_{G,O_2}$  é a concentração de  $O_2$  na fase gasosa ( $mol\ m^{-3}$ ).

O modelo proposto por Boyadjiev e Merchuk (2008), para seu fotobiorreator do tipo *airlift* de circulação interna é representado pelas Eq.(2.23) e Eq.(2.24) para a concentração de oxigênio na fase líquida e na fase gasosa no *riser*, respectivamente:

$$\begin{aligned} & \frac{\partial C_{O_2}}{\partial t} + V_{L,x} \frac{\partial C_{O_2}}{\partial x} + V_{L,r} \frac{\partial C_{O_2}}{\partial r} \\ &= D_{O_2} \left( \frac{\partial^2 C_{O_2}}{\partial x^2} + \frac{1}{r} \frac{\partial C_{O_2}}{\partial r} + \frac{\partial^2 C_{O_2}}{\partial r^2} \right) + \frac{R_{O_2}}{(1-\varepsilon)} + \frac{k_L a_{r,O_2}}{(1-\varepsilon)} (C_{O_2}^* - C_{O_2}) \end{aligned} \quad (2.23)$$

$$\begin{aligned} & \frac{\partial C_{G,O_2}}{\partial t} + V_{G,x} \frac{\partial C_{G,O_2}}{\partial x} + V_{G,r} \frac{\partial C_{G,O_2}}{\partial r} \\ &= D_{O_2,G} \left( \frac{\partial^2 C_{G,O_2}}{\partial x^2} + \frac{1}{r} \frac{\partial C_{G,O_2}}{\partial r} + \frac{\partial^2 C_{G,O_2}}{\partial r^2} \right) - \frac{k_L a_{r,O_2}}{\varepsilon} (C_{O_2}^* - C_{O_2}) \end{aligned} \quad (2.24)$$

na qual  $V_{L,r}$  é a velocidade linear da fase líquida na direção  $r$  ( $m\ s^{-1}$ ),  $D_{O_2}$  é a difusividade do  $O_2$  na fase líquida ( $m^2\ s^{-1}$ ) e  $D_{O_2,G}$  é a difusividade do  $O_2$  na fase gasosa ( $m^2\ s^{-1}$ )

As bibliografias apresentadas referem-se a modelagens matemática que tem como finalidade estimar a concentração de cultivos de microalgas. Para isso inúmeros modelos foram apresentados pelos autores, no entanto nenhum englobou todas as que são importantes de serem analisadas em um único modelo, tão pouco fizeram análises nos parâmetros geométricos do FBR a fim de minimizar o custo de construção e melhorar a produção.

Verifica-se, desse modo, que o estudo a respeito de modelos matemáticos para estimar a concentração de microalgas, apresenta desafios a serem vencidos. Alguns desafios são listados abaixo:

a) Considerando-se que os estudos acerca dos modelos matemáticos para estimar a concentração de cultivos de microalgas concentram-se em variáveis muito específicas, observou-se a necessidade de um modelo matemático que envolva todas as principais variáveis no cultivo das microalgas;

b) Associar o modelo matemático que estima a produtividade microalgal com análises econômicas relacionadas à manutenção e construção dos FBR;

c) Estudar o cultivo de microalgas em FBR em escala industrial, uma vez que a maior parte da bibliografia analisa seus modelos matemáticos em cultivos de escala laboratorial, ou pouco maiores;

d) Realizar análises energéticas nos cultivos de microalgas para verificar quanto de energia solar é absorvida pelas microalgas e quanto de energia pode gerar o óleo resultante deste cultivo;

e) Desenvolvimento de um modelo matemático que envolva junto ao sistema de concentrações o envelhecimento do material de PVC usado para fabricar os tubos do FBR;

f) Relacionar as demandas das microalgas relacionadas ao aumento de sua taxa de crescimento e da quantidade de lipídeos em sua composição relacionadas a um fotobiorreator em escala industrial cuja fonte de carbono seja as emissões decorrentes da combustão em máquinas térmicas;

g) Desenvolvimento de métodos de controle de pH, temperatura e radiação solar em FBRs expostos ao ambiente externo;

h) Construção de um software, com interface facilidade para o uso acadêmico ou industrial que englobe todos os desafios citados anteriores e ainda faça análises de dois ou mais cultivos em FBR de escalas ou geometrias diferentes.

## **2.3 - Objetivos**

### **2.3.1 –Objetivo Geral**

Com base nos desafios levantados, a partir da revisão bibliográfica, definiu-se como objetivo geral desta Tese, elaborar um modelo matemático para os FBRs construídos no

NPDEAS, que leve em consideração variáveis importantes para o sistema como: concentração de biomassa, CO<sub>2</sub>, O<sub>2</sub> e nutrientes, temperatura e radiação solar na parede do tubo e no fluido.

### 2.3.1 –Objetivos Específicos

Para atingir o objetivo geral, foram definidos os seguintes objetivos específicos:

1. Desenvolver um algoritmo que gera a malha computacional dos FBRs tubulares compactos construídos no NPDEAS para apresentar as soluções numéricas;
2. Validar os resultados computacionais utilizando dados de experimentos realizados nos FBRs tubulares compactos do NPDEAS;
3. Desenvolver uma interface de fácil acesso para o usuário, contendo ferramentas disponíveis para que seja realizada a simulação e análise do cultivo das microalgas em FBRs pela equipe do NPDEAS;
4. Estimar o consumo de CO<sub>2</sub> e a produção de biodiesel/biomassa de microalgas e investigação da possibilidade de otimização da produtividade do FBR.
5. Desenvolver um aplicativo computacional (*software*) para uso acadêmico e industrial que a faça simulação e análise gráfica de cultivos de microalgas em FBR tubulares compactos.

### 3. MODELAGEM MATEMÁTICA E COMPUTACIONAL

Para desenvolver a modelagem matemática e computacional do sistema físico (fotobiorreator), utilizam-se como base os processos mostrados na Figura 3.1:

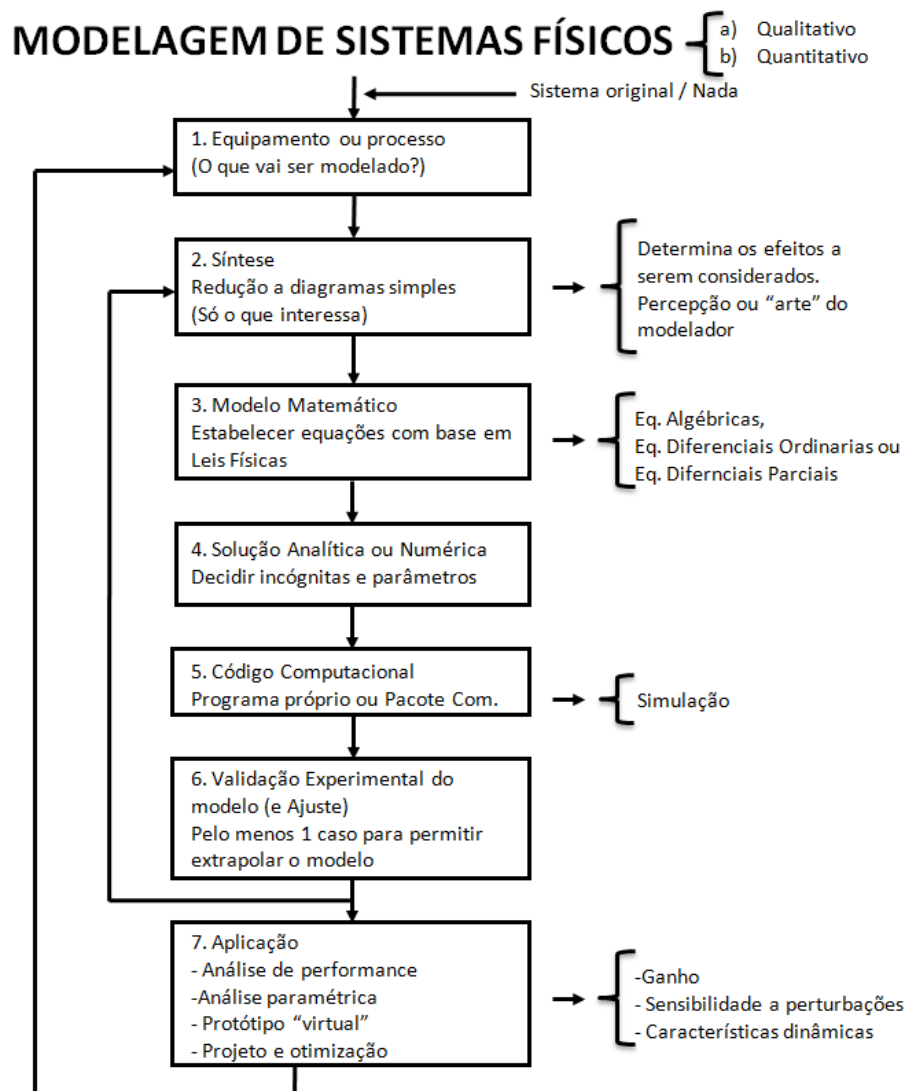


FIGURA 3.1 - DIAGRAMA DE COMO PROCEDER PARA ELABORAR A MODELAGEM DE SISTEMAS FÍSICOS.

### 3.1 - Fotobiorreator Tubular Compacto

O sistema físico em análise são FBRs tubulares compactos. Estes tipos de FBRs oferecem uma excelente estrutura para medir a produção da biomassa do cultivo em um ambiente controlado. Existem várias geometrias para FBRs tubulares que utilizam tubos transparentes, no entanto, estuda-se neste trabalho FBR tubulares compactos desenvolvidos e construídos no NPDEAS, instalado na Universidade Federal do Paraná (SATYANARAYANA *et al.*, 2011).

Sua estrutura consiste em 3.710 metros de tubos transparentes de PVC Cristal, distribuídos em uma geometria compacta, com 14 colunas e 53 linhas de tubos (total de 742 tubos, ver Figura 3.2.a), onde cada tubo tem 5 metros de comprimento com um diâmetro de 0,05 metros (5 cm). Este fotobiorreator é considerado compacto por ter capacidade de aproximadamente 10.000 litros de cultivo de microalga utilizando apenas 10 m<sup>2</sup> de área construída. Outro ponto fundamental deste fotobiorreator é que ele tem como área lateral 122 m<sup>2</sup> que fica exposto à luz solar, parâmetro este de suma importância para o crescimento da cultura de microalga.

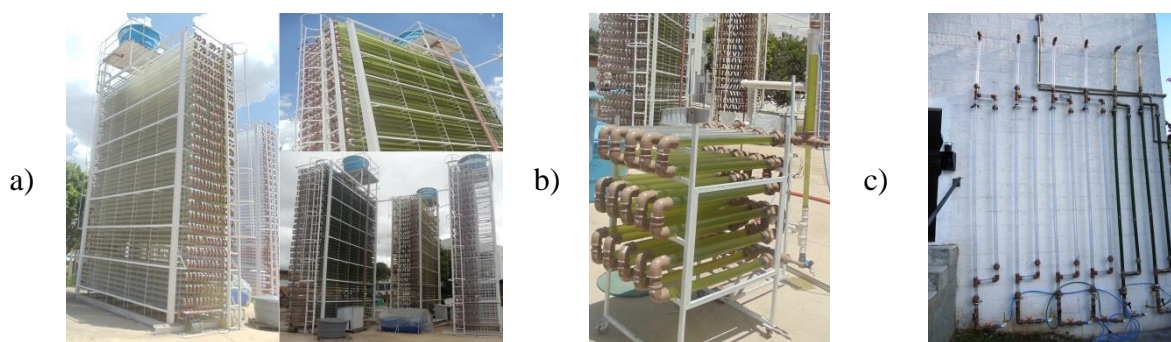


FIGURA 3.2 - a) FOTOBIORRETORES DO NPDEAS. b) PROTÓTIPO DO FOTOBIORREATOR DO NPDEAS. c) FOTOBIORREATOR COLUNA *AIR-LIFIT* DO NPDEAS.

Paralelo à construção do FBR tubular compacto construiu-se um protótipo do FBR (Figura 3.2.b) e um FBR coluna *air-lifit* (Figura 3.2.c). O protótipo do FBR tem apenas 30 tubos de 1 metro de comprimento cada, sendo distribuído em 5 colunas e 6 linhas. Sua capacidade é de 100 litros de cultivo em apenas 1,5 m<sup>2</sup> de área ocupada. Além da estrutura em si, tanto o FBR como o protótipo do FBR são compostos por uma bomba hidráulica, que é responsável pela circulação do líquido em seu interior, e por um sistema de aeração que fornece ar atmosférico enviado por um compressor. Já no caso do FBR coluna *air-lifit*, são dois tubos fixados em uma parede na posição horizontal. Estes tubos têm 3 metros de

comprimento cada um e o sistema tem um compressor que insere ar atmosférico na parte inferior do tubo. Este ar serve tanto para levar o CO<sub>2</sub> para o fluido como também para forçar o fluido a se locomover pelos tubos.

### **3.2 - Modelo de Elemento de Volume - MEV**

A dinâmica de sistemas físicos normalmente é modelada como um sistema de equações diferenciais. Estas equações diferenciais devem ser resolvidas a fim de relacionar as variáveis entre si enquanto o sistema interage ou para identificar os parâmetros do sistema utilizando soluções conhecidas.

Quando o sistema de equações diferenciais que descreve o fenômeno em análise possui solução analítica muito complexa ou não tem solução analítica, métodos numéricos são normalmente utilizados para representar o comportamento dinâmico do sistema físico.

Na modelagem numérica a solução obtida é definida por um procedimento aproximado, que em muitas situações conseguem prever de forma significativa o resultado real esperado. Nestas modelagens, pode-se citar a utilização de métodos como: Runge-Kutta para solucionar equações diferenciais ordinárias, Método das Diferenças Finitas, Volumes Finitos e Elementos Finitos para solucionar equações diferenciais parciais. Pode-se dizer que o método dos elementos finitos, utilizado para a solução em domínio discreto de equações diferenciais de vários tipos e que surgiu na década de 1960, revolucionou a simulação matemática de fenômenos físicos, nas diversas áreas da ciência. Este método e, posteriormente, o método dos volumes finitos, baseado no método dos resíduos ponderados (PATANKAR, 1980) ampliaram, qualitativamente e quantitativamente, as simulações numéricas que eram realizadas com o método de diferenças finitas e outros.

Portanto, com o aumento da complexidade dos problemas abordados, precisa-se de computadores de alta capacidade de cálculo, melhores arquiteturas de hardware e geradores de malha mais sofisticados para a simulação de fenômenos específicos, utilizando esses métodos numéricos de domínio discretizado, que representam a dependência espacial das variáveis do problema. Ao mesmo tempo, tem-se hoje a necessidade de simulação e otimização de sistemas complexos, com vários componentes interagindo entre si, cuja simulação numérica através da discretização do seu inteiro domínio requer tempos computacionais elevados, para a análise de apenas um conjunto de parâmetros de projeto e de

operação. Desta maneira, fica praticamente inviável o estudo de otimização de parâmetros do sistema, que requer a análise de muitas possíveis configurações (CAMPOS, 2004).

A busca pelo desenvolvimento de ferramentas matemáticas e computacionais simplificadas, para o aprimoramento científico e tecnológico de equipamentos e processos, é o objetivo primordial para a busca de combinações precisas de simulações numéricas, baixo tempo computacional e maior facilidade de interface do usuário com o código computacional.

Por isso, nesta tese usa-se o Método de Elementos de Volume - MEV que utiliza a mesma combinação dos princípios físicos presentes no método da minimização da geração de entropia (*EGM – Entropy Generation Minimization*), *i.e.*, termodinâmica, transferência de calor e massa e mecânica dos fluidos. O método apresenta a possibilidade de utilização de outras funções objetivo para a otimização termodinâmica dos sistemas ou processos, além da geração de entropia (VARGAS *et al.*, 2001). Essencialmente, o MEV pode ser aplicado não somente para otimização, *i.e.*, nesta tese ilustra-se a aplicação do MEV também para a simples modelagem matemática, simulação computacional e análise termodinâmica de sistema ou processo.

Outro aspecto inovador do MEV é que o mesmo permite a criação de uma dependência espacial implícita (“artificial”) no sistema ou processo (*e.g.*, volume de controle em análise) ao dividir o domínio em elementos de volume que interagem por transferência de energia e/ou massa. Desta maneira, cada elemento de volume é tratado como volume de controle da termodinâmica clássica, *i.e.*, com propriedades uniformes. Assim, forma-se um sistema de equações diferenciais ordinárias dependentes do tempo, que não é dependente do espaço, eliminando a necessidade de solução de um sistema de equações diferenciais parciais, dependentes do tempo e do espaço, como se verifica nos métodos numéricos tradicionais (*e.g.*, elementos finitos, volumes finitos, diferenças finitas).

Dentro deste contexto, o presente trabalho apresenta o desenvolvimento e análise de um modelo matemático para estes novos tipos de fotobiorreatores compactos, onde se utiliza do Método de Elementos de Volumes, que subdividirá o domínio a ser analisado em células de volume centradas (Figura 3.3) e estabelecerá uma única equação diferencial para cada célula, aplicando o princípio de conservação de energia e conservação de espécies. As interações energéticas entre células são estabelecidas através de correlações empíricas de transferência de calor por convecção, condução e radiação.



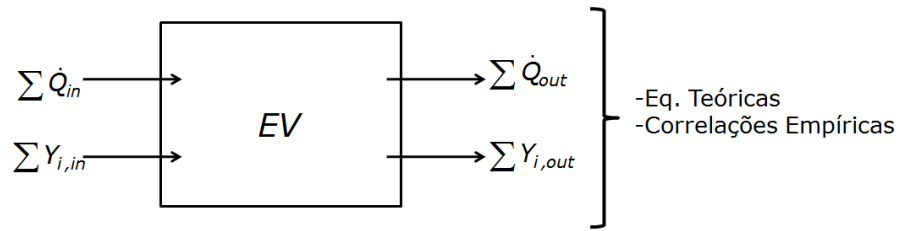


FIGURA 3.3 - CÉLULAS DE VOLUME CENTRADAS.

### 3.3 - Equações Governantes

O FBR tubular compacto é composto de cinco diferentes tipos de componentes físicos (Figura 3.4):

- a) Tipo 1 – Tubos transparentes;
- b) Tipo 2 – Tubos opacos;
- c) Tipo 3 – Bomba;
- d) Tipo 4 – Coluna de Gaseificação;
- e) Tipo 5 – Reservatório.

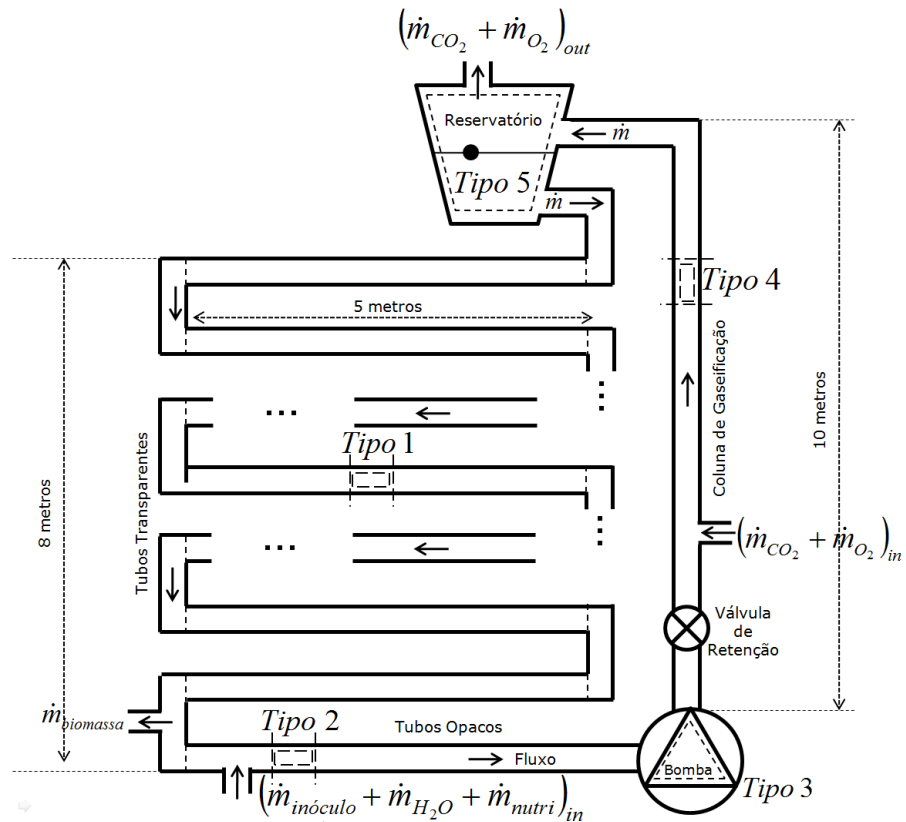


FIGURA 3.4 - SISTEMA FÍSICO SIMPLIFICADO DO FOTOBIORREATOR.

O processo de cultivo da microalga no FBR tubular compacto é cíclico e em cada um dos cinco tipos de componentes físicos ocorre crescimento microalgal. No entanto, em alguns componentes podem existir fatores que limitem o crescimento. Desta forma, seguindo a ideia do MEV, cada componente físico é subdividido em  $n_c$  Elementos de Volume (EV), onde  $n$  é o número de EV e  $c$  indica o tipo do componente. O domínio a ser analisado é transformado em células de volume centradas que estabelecem uma única equação diferencial ordinária para cada célula através da Lei de Conservação entre os EV.

Cada EV está conectado a um elemento de volume antecessor e posterior. O último elemento de volume de cada componente físico está ligado ao primeiro EV do próximo componente, ou seja, o último EV do componente físico Tipo 1 (tubos transparentes) está conectado ao primeiro EV do componente físico Tipo 2 (tubos opacos), o último EV do componente físico Tipo 2 está conectado ao primeiro EV do componente físico Tipo 3 (bomba), o último EV do componente físico Tipo 3 está conectado ao primeiro EV do componente físico Tipo 4 (coluna de gaseificação), o último EV do componente físico Tipo 4 está conectado ao primeiro EV do componente físico Tipo 5 (reservatório), e o último EV do componente físico Tipo 5 está conectado ao primeiro EV do componente físico Tipo 1 fechando assim o ciclo do FBR tubular compacto.

Também se dividiu cada EV em dois tipos de elementos de volume: o primeiro refere-se ao EV responsável por onde o fluido (microalga + gases absorvidos + nutrientes + água) irá passar pelo componente. Este recebe o símbolo de  $EV_f$ . Já o segundo tipo refere-se ao EV responsável pela parede dos componentes. Este recebe o símbolo de  $EV_w$ . Todas estas divisões de EV podem ser simplificadas e apresentadas pela Figura 3.5.

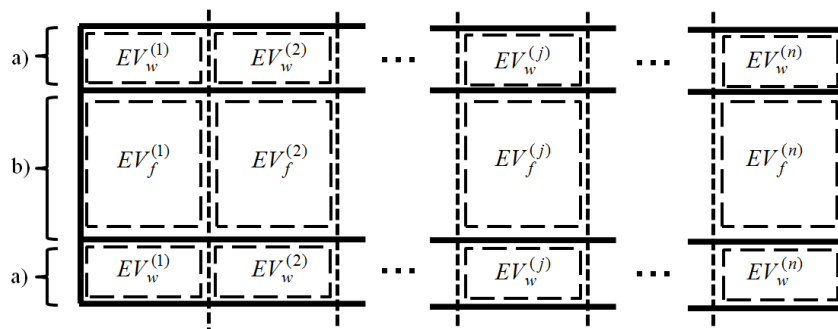


FIGURA 3.5 - DIVISÃO DOS ELEMENTOS DE VOLUMES: a) EV PARA A PAREDE. b) EV PARA O FLUIDO.

Cada  $EV_f$  do FBR comporta-se como um pequeno reservatório, sendo que o conteúdo é considerado totalmente homogêneo, ou seja, o fluxo de entrada mistura-se perfeitamente ao conteúdo. Desta forma, aplica-se a Lei de Conservação de Massa para as espécies nos  $EV_f$ . Este princípio permite quantificar o consumo ou perda de massa da espécie  $i = 1$  (microalgas);  $i = 2$  ( $CO_2$ );  $i = 3$  ( $O_2$ );  $i = 4$  (nutrientes) (CANEDO, 2010; VRIES *et al.*, 2006).

Considerando a espécie 1 (microalga), o balanço de massa resulta na Eq. (3.1), que incorpora junto o modelo logístico. É fácil observar que a taxa de acumulação da massa da espécie 1 no EV. Depende da taxa líquida de entrada da espécie 1 no EV. A segunda parcela é a taxa de formação da espécie 1 no EV e a terceira parcela significa a quantidade de biomassa retirada do fotobiorreator.

$$\frac{dY_1^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_1^{(j-1)} - Y_1^{(j)}) + Y_{1,ger}^{(j)} - c_{1,out} Y_{1,out} \quad (3.1)$$

onde  $j$  indica a posição do  $EV_f$ ,  $V_f$  é o volume do  $EV_f$ ,  $Y_1$  é a concentração da microalga em  $g/m^3$ ,  $t$  é o tempo de operação,  $\dot{m}$  é a vazão mássica,  $\rho_f$  é a massa específica do fluido,  $Y_{1,ger}$  representa a quantidade de biomassa gerada no EV, para cultivos em batelada  $c_{1,out} = 0$  e para cultivos em modo contínuo  $c_{1,out} = 1$  e  $Y_{1,out}$  é a concentração de biomassa que é retirada do FBR a cada hora.

A quantidade de biomassa gerada no EV é calculada pela seguinte equação:

$$Y_{1,ger}^{(j)} = \left( \mu_{T,I}^{(j)} + \mu_2^{(j)} \mu_{T,I}^{(j)} Y_2^{(j)} + \mu_4^{(j)} Y_4^{(j)} - m^{(j)} \right) Y_1^{(j)} \left( \mu_{3,inib}^{(j)} - \frac{Y_1^{(j)}}{c_{1,sup}} \right) \quad (3.2)$$

sendo  $c_{1,sup}$  é a capacidade suporte do ambiente,  $\mu_{T,I}$  é a taxa de crescimento específica em relação à temperatura e radiação solar,  $\mu_4$  é a taxa de crescimento específica em relação à concentração dos nutrientes,  $\mu_2$  é a taxa de crescimento específica em relação à concentração de  $CO_2$ ,  $\mu_3$  é a taxa de crescimento específica em relação à concentração de  $O_2$ ,  $\mu_{3,inib}$  é a taxa de inibição específica em relação à concentração de  $O_2$  e  $m$  é a taxa de mortalidade da microalga.

A equação que representa  $\mu_{T,I}$  é composta por três variáveis de suma importância para o crescimento microalgal: temperatura no meio microalgal ( $T_f$ ), radiação solar incidente na

superfície do tubo ( $I_0$ ) e radiação solar média no meio microalgal ( $I_{av}$ ). Para calcular  $\mu_{T,I}$  foi utilizada a Eq.(2.11) apresentada na Seção 2.2 deste trabalho. O crescimento celular pode ser observado na Figura 3.6 para valores de 0 até 40 °C de temperatura no meio de cultivo e 0 até 450 W/m<sup>2</sup> de radiação solar no meio de cultivo.

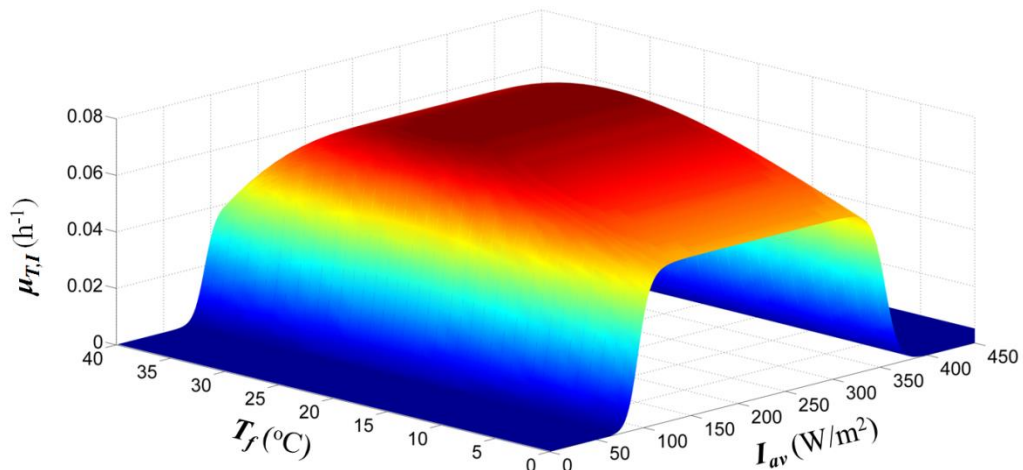


FIGURA 3.6 – GRÁFICO DA TAXA INSTANTÂNEA DE CRESCIMENTO CELULAR EM RELAÇÃO A TEMPERATURA E RADIAÇÃO

A equação para a taxa de crescimento específica em relação ao CO<sub>2</sub> no meio microalgal é dada pela Eq.(3.3), que foi desenvolvida por Andrews (1968):

$$\mu_2 = \frac{Y_2}{c_{2,sat} + Y_2 + Y_2^2} \quad (3.3)$$

onde  $c_{2,sat}$  é uma constante de saturação. Segundo Andrews (1968),  $c_{2,sat}$  tem valor igual a 0,41 (g/m<sup>3</sup>). Assim, na Figura 3.7, pode-se observar a equação de  $\mu_2$  conforme a concentração de CO<sub>2</sub> diminui.

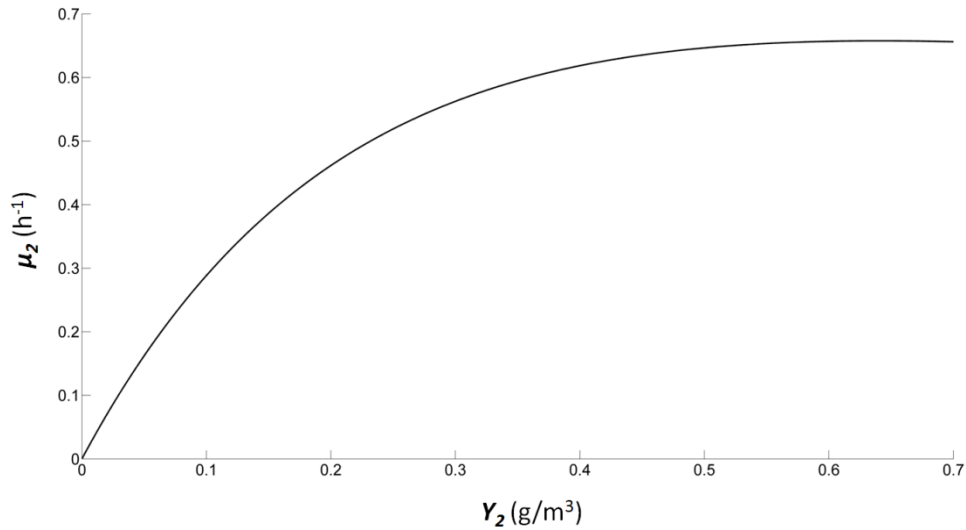


FIGURA 3.7 - GRÁFICO DA TAXA INSTANTÂNEA DE CRESCIMENTO CELULAR EM RELAÇÃO AO  $\text{CO}_2$  DISSOLVIDO NO MEIO

É importante também mostrar o comportamento de  $\mu_2$  conforme variações no parâmetro de saturação do modelo matemático da Eq. (3.3). Desta forma, varia-se  $c_{2,sat}$  com valores iguais a 0,0, 0,2, 0,4, 0,6, 0,8, 1,0, 1,2, 1,4, 1,6, 1,8 e 2,0. Na Figura 3.8 pode-se observar o comportamento de  $\mu_2$  para cada uma destas variações.

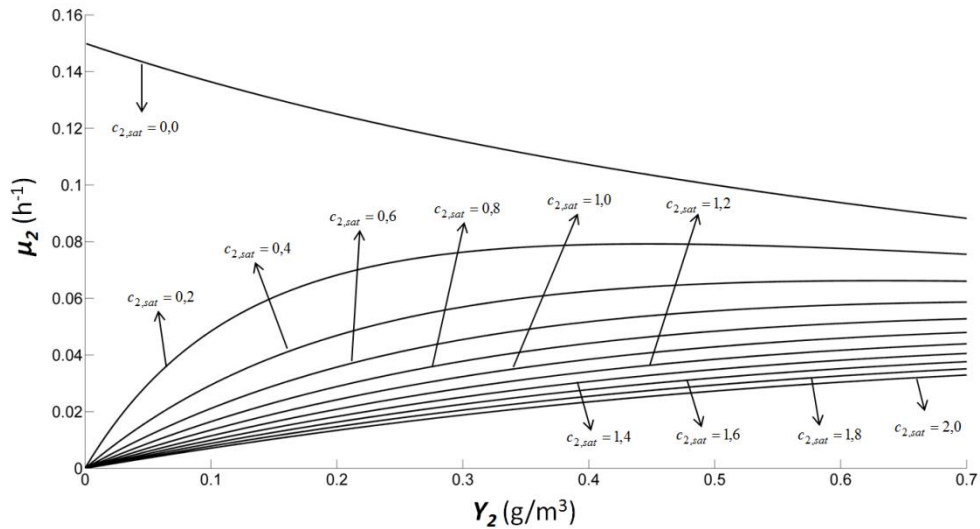


FIGURA 3.8 - PERFIS DA TAXA INSTANTÂNEA DE CRESCIMENTO CELULAR EM RELAÇÃO AO  $\text{CO}_2$  DISSOLVIDO NO MEIO VARIANDO  $c_{2,sat}$

Como os valores de concentração de  $\text{CO}_2$  ( $Y_2$ ) sempre serão positivos, o parâmetro  $c_{2,sat}$  pode assumir qualquer valor positivo. Matematicamente  $c_{2,sat}$  pode assumir valores pertencentes ao conjunto dos reais menos valores negativos que sejam iguais a  $-[Y_2 + (Y_2)^2]$ . Para  $c_{2,sat} = 0$  a Eq. (3.3) é simplificada, restando apenas  $\mu_2 = \mu_{T,1} / (Y_2 + 1)$ .

A concentração de  $O_2$  no meio de cultivo microalgal é outro fator que deve ser considerado, pois segundo Oswald (1988), níveis extremos de  $O_2$  dissolvido pode gerar danos foto-oxidativos nas células com redução paralela da eficiência de tratamento. Desta forma, utiliza-se o modelo de Ricker dado pela Eq. (3.4). Este modelo prevê a inibição do crescimento da cultura de microalgas quando a concentração de  $O_2$  aumentar demasiadamente (COSTA e GODOY (2010), GOTELLI (2009)).

$$\mu_{3,inib} = e^{-c_{3,ID}Y_3} \quad (3.4)$$

onde  $c_{3,ID}$  é a constante de intensidade da dependência de  $Y_3$ . O gráfico de  $\mu_{3,inib}$  pode ser observado na Figura 3.9, para seis diferentes valores de  $c_{3,ID}$ , conforme a concentração de  $O_2$  diluída no meio de cultivo aumentar.

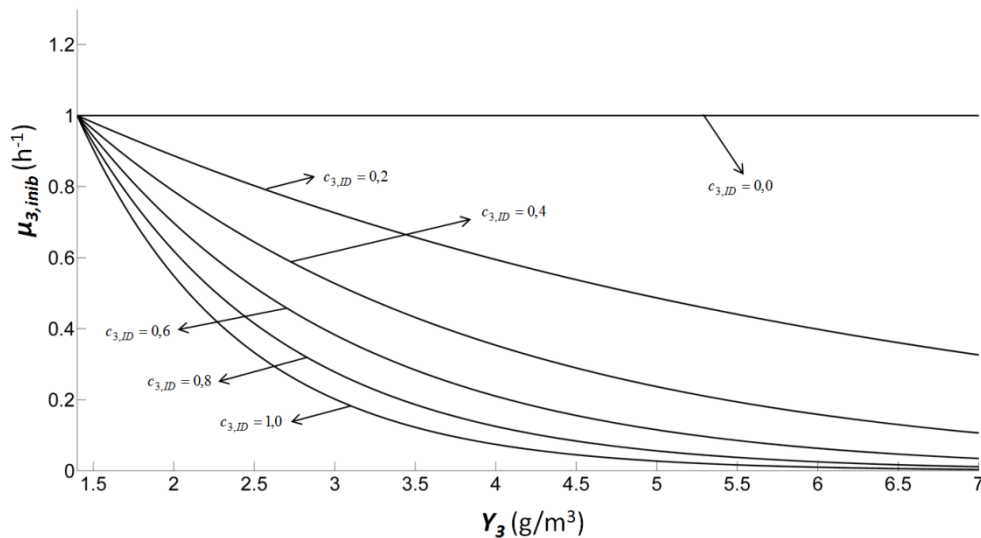


FIGURA 3.9 - PEFÍS DA TAXA INSTANTÂNEA DE INIBIÇÃO CELULAR EM RELAÇÃO AO  $O_2$  DISSOLVIDO NO MEIO VARIANDO  $c_{3,ID}$

Para a taxa de crescimento específica microalgal em relação aos nutrientes utiliza-se o modelo matemático apresentado por Jacques Monod em 1942 representado pela Eq. (3.5).

$$\mu_4 = \frac{c_{4,max}Y_4}{c_{4,sat} + Y_4} \quad (3.5)$$

onde  $c_{4,max}$  é a taxa de consumo máxima de nutrientes e  $c_{4,sat}$  é a constante de saturação. Garcia-Malea (2005) em sua pesquisa utilizando regressão não-linear com 20 pontos de dados experimentais obteve valores de  $0,064 \text{ (h}^{-1}\text{)}$  para  $c_{4,max}$  e  $0,063 \text{ (g/m}^3\text{)}$  para  $c_{4,sat}$ . Tendo o valor destes dois parâmetros pode-se construir o gráfico de  $\mu_4$ , podendo ser visualizado na Figura 3.10.

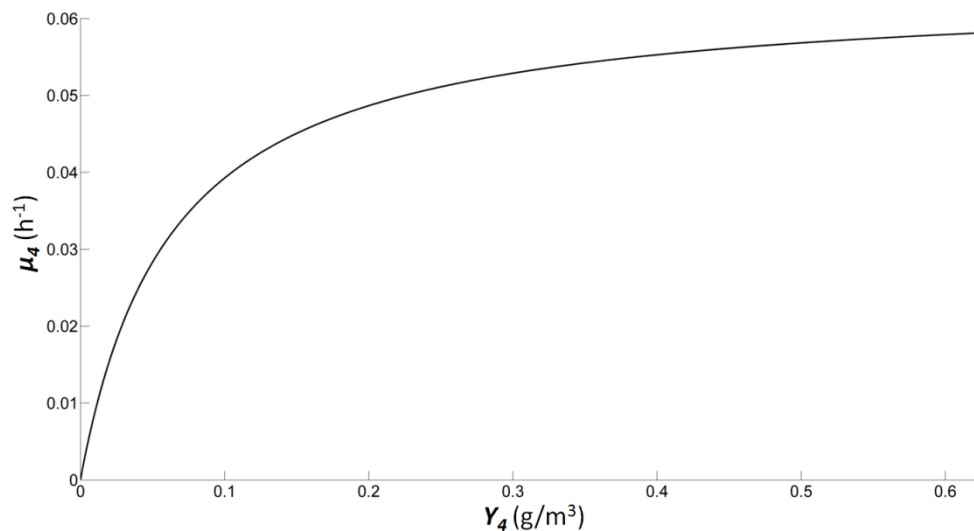


FIGURA 3.10 - GRÁFICO DA TAXA INSTANTÂNEA DE CRESCIMENTO CELULAR EM RELAÇÃO AOS NUTRIENTES DISSOLVIDO NO MEIO

Na Figura 3.11 varia-se o valor do parâmetro  $c_{4,max}$  com valores de 0,01, 0,02, 0,03, 0,04, 0,05, 0,06, 0,07, 0,08, 0,09, 0,1 e 0,11 a fim de observar o comportamento da curva de  $\mu_4$  com o decréscimo da concentração de nutrientes.

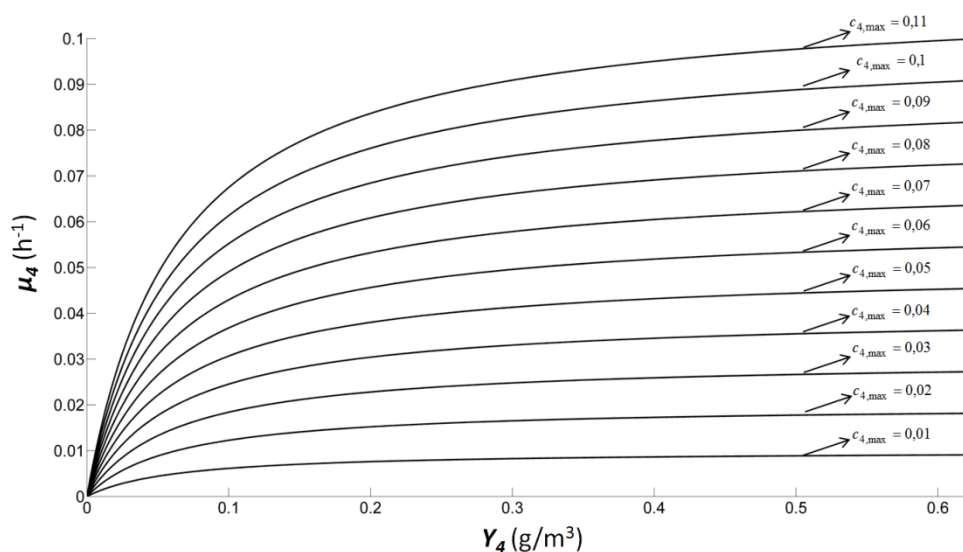


FIGURA 3.11 - PEFÍS DA TAXA INSTANTÂNEA DE CRESCIMENTO CELULAR

EM RELAÇÃO AOS NUTRIENTES DISSOLVIDO NO MEIO VARIANDO  $c_{4,max}$

Agora, mostra-se na Figura 3.12 um gráfico onde se varia o valor do parâmetro  $c_{4,sat}$  com valores de 0,0, 0,02, 0,04, 0,06, 0,08, 0,1, 0,12, 0,14, 0,16, 0,18 e 0,2 a fim de observar o comportamento da curva de  $\mu_4$  com o decréscimo da concentração de nutrientes.

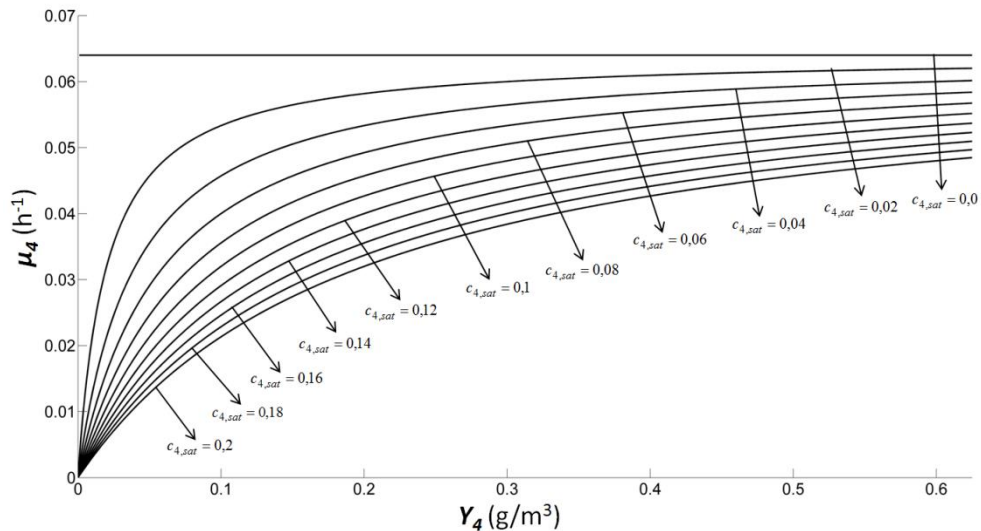


FIGURA 3.12 - PEFÍS DA TAXA INSTANTÂNEA DE CRESCIMENTO CELULAR EM RELAÇÃO AOS NUTRIENTES DISSOLVIDO NO MEIO VARIANDO  $c_{4,sat}$

Observa-se que quando  $c_{4,sat}$  for igual a zero na Eq. (3.5), as concentrações de nutrientes são simplificadas restando apenas o valor de  $c_{4,max}$ . Vale ressaltar que matematicamente  $c_{4,sat}$  pode assumir qualquer valor real diferente do valor de  $Y_4$ , mas para esta aplicação  $c_{4,sat}$  deve assumir apenas valores positivos.

A equação diferencial que representa o transporte do  $\text{CO}_2$  e o seu consumo pelas microalgas nos  $EV_f$  é dada pela Eq. (3.6). O terceiro termo é a taxa de inserção de  $\text{CO}_2$  no meio de cultivo.

$$\frac{dY_2^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_2^{(j-1)} - Y_2^{(j)}) - Y_{2,con}^{(j)} + c_{2,in} Y_{2,in} \quad (3.6)$$

sendo  $Y_{2,con}$  a taxa de consumo de  $\text{CO}_2$  pela microalga (Eq. (3.7)),  $c_{2,in} = 1$  para os EV com entrada de  $\text{CO}_2$  e  $c_{2,in} = 0$  para os EV sem entrada de  $\text{CO}_2$  e  $Y_{2,in}$  concentração de  $\text{CO}_2$  que entra no  $EV_f$  por unidade de tempo, causado pela inserção de ar no sistema.



$$Y_{2,con}^{(j)} = \mu_2^{(j)} \mu_{T,I}^{(j)} Y_2^{(j)} Y_1^{(j)} \quad (3.7)$$

Durante o processo de fotossíntese, o  $\text{CO}_2$  é consumido, e é gerado o  $\text{O}_2$ . Vale observar que a geração de  $\text{O}_2$  é diretamente proporcional à produção de biomassa, por isso o sinal de soma entre o termo de transporte e o termo de geração. A equação de conservação da espécie 3 é, portanto, dada pela Eq. (3.8):

$$\frac{dY_3^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_3^{(j-1)} - Y_3^{(j)}) + Y_{3,ger}^{(j)} + c_{3,in} Y_{3,in} \quad (3.8)$$

sendo que  $Y_{3,ger}$  é a taxa de  $\text{O}_2$  gerada pela microalga que, para este modelo, é igual à taxa de consumo de  $\text{CO}_2$ , uma vez que a liberação de  $\text{O}_2$  é dada na proporção média de 1 mol de  $\text{O}_2$  por 1 mol de  $\text{CO}_2$  consumido e é dada pela Eq.(3.9),  $c_{3,in} = 1$  para os EV com entrada de  $\text{O}_2$  e  $c_{3,in} = 0$  para os EV sem entrada de  $\text{O}_2$  e  $Y_{3,in}$  é a concentração de  $\text{O}_2$  que esta entrando no  $EV_f$  por hora, causado pela inserção de ar no sistema.

$$Y_{3,ger}^{(j)} = 0,727272 \cdot Y_{2,ger}^{(j)} \quad (3.9)$$

A equação que quantifica o consumo de nutrientes existentes no meio microalgal é dada pela Eq. (3.10).

$$\frac{dY_4^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_4^{(j-1)} - Y_4^{(j)}) - Y_{4,con}^{(j)} + c_{4,in} Y_{4,in} \quad (3.10)$$

sendo  $Y_{4,con}$  é a taxa de nutrientes consumidos pela microalga (Eq.(3.11)),  $c_{4,in} = 1$  quando existir entrada de nutrientes no  $EV_f$  e  $c_{4,in} = 0$  quando não existir entrada de nutrientes no  $EV_f$  e  $Y_{4,in}$  é a concentração de nutrientes que estão entrando no  $EV_f$  por hora, esta entrada de nutrientes acontece quando o cultivo é realizado de forma contínua.

$$Y_{4,con}^{(j)} = \mu_4^{(j)} Y_4^{(j)} Y_1^{(j)} \quad (3.11)$$

Pode-se observar que para resolver o sistema de equações diferenciais ordinárias dadas pela Eq. (3.1), Eq. (3.6), Eq. (3.8) e Eq. (3.10) é necessário conhecer o valor da temperatura no fluido dos EV. Outro valor que deve ser calculado é o da radiação solar incidente na parede dos EV e a radiação solar média no fluido para cada EV. Desta forma, para calcular a temperatura do fluido realizou-se balanços de energia nos  $EV_f$  e  $EV_w$ .

O balanço de energia na parede para um EV qualquer é dado pela Eq. (3.12).

$$m_w^{(j)} c_w \frac{dT_w^{(j)}}{dt} = k_w A_{s,w} (T_w^{(j-1)} - T_w^{(j)}) - \dot{Q}^{(j)} - \dot{Q}_{ar}^{(j)} + \dot{Q}_{rad}^{(j)} \quad (3.12)$$

onde  $c_w$  é o calor específico da parede,  $m_w$  é a massa da parede,  $k_w$  é a condutividade térmica da parede,  $A_{s,w}$  é a área da secção do  $EV_w$ ,  $T_w$  é a temperatura na parede do  $EV_w$ ,  $\dot{Q}_{rad}$  é a taxa de transferência de calor por radiação solar nas paredes dos  $EV_w$  do fotobiorreator,  $\dot{Q}_{ar}$  é a taxa de transferência de calor por convecção entre o ar ambiente e a parede do  $EV_w$  e  $\dot{Q}$  é a taxa de transferência de calor por convecção da parede com o meio fluido.

Calcula-se a transferência de calor por convecção entre a parede e o fluido nos EV por:

$$\dot{Q}^{(j)} = h_{int} A_{i,w} (T_w^{(j)} - T_f^{(j)}) \quad (3.13)$$

$h_{int}$  é o coeficiente de troca térmica por convecção natural entre o meio e a parede interna do  $EV_w$ ,  $A_{i,w}$  a área da parede interna do  $EV_w$ .

A taxa de transferência de calor por convecção entre o ar ambiente e a parede do  $EV_w$  é calculada por:

$$\dot{Q}_{ar}^{(j)} = h_{ext} A_{e,w} (T_w^{(j)} - T_\infty) \quad (3.14)$$

onde  $h_{ext}$  é o coeficiente de transferência de calor por convecção entre a parede externa e o ar do ambiente.

No caso da taxa de transferência de calor por radiação solar nas paredes dos EV do fotobiorreator tem-se a seguinte equação:

$$\dot{Q}_{rad}^{(j)} = A_{e,w} \left\{ \alpha I_0 - \varepsilon \sigma \left[ \left( T_w^{(j)} \right)^4 - T_\infty^4 \right] \right\} \quad (3.15)$$

onde a primeira parcela entre chaves representa a porção da irradiação solar média (DUFFIE; BECKMAN, 1974) absorvida pela parede do  $EV_w$ , quando houver radiação solar direta sob a superfície ( $I_0$ ),  $\alpha$  e  $\varepsilon$  são absorvidade e emissividade da face, respectivamente,  $\sigma$  é a constante de Stefan-Boltzma,  $A_{e,w}$  é a área da externa do tubo e  $T_\infty$  é a temperatura do ar ambiente.

A fim de levar em consideração a temperatura real do ar exterior, durante o ciclo diário, a temperatura exterior foi aproximada por uma função coseno, conforme se segue:

$$T_\infty = T_{\min} + \frac{\Delta T}{2} - \frac{\Delta T}{2} \cos \left[ \frac{\pi(t - t_0)}{12} \right] \quad (3.16)$$

em que  $\Delta T = T_{\max} - T_{\min}$ ;  $t$  é o tempo de simulação e  $t_0$  é o tempo inicial de simulação que é calculado como a diferença entre a hora do dia em que a simulação é iniciada e a hora em que a mínima temperatura é observada na região onde o FBR está localizado. Como se pode observar na Figura 3.13, a Eq.(3.16) assume a temperatura máxima 12 horas após a hora em que a mínima temperatura foi observada, e assim por diante.

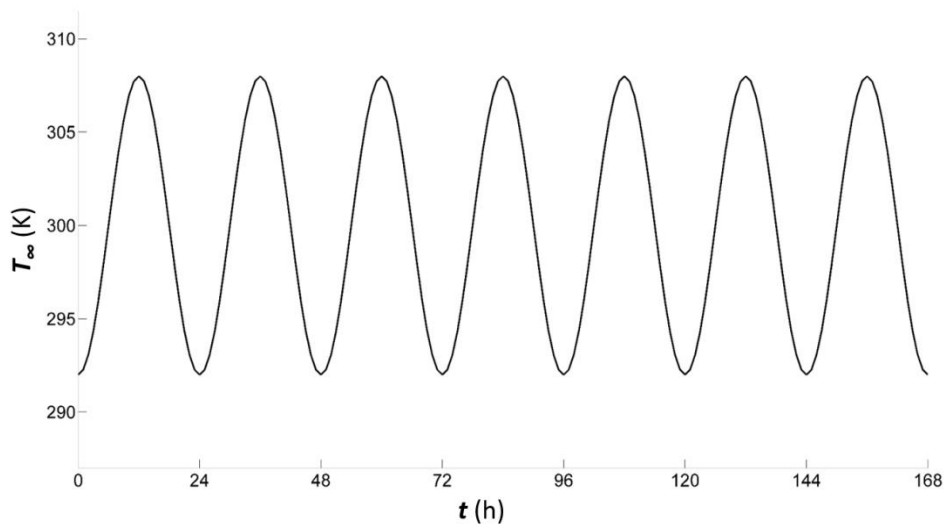


FIGURA 3.13 - GRÁFICO DA TEMPERATURA AMBIENTE PARA OS PRIMEIROS SETE DIAS DO ANO

O cálculo de  $I_0$  segue os procedimentos apresentados por Kreith (1969) esta variável depende do local, da hora, e dia em que se esta simulando.

A radiação solar máxima que atinge a orla externa da atmosfera terrestre é aproximadamente  $1.393 \text{ W/m}^2$ , sendo este valor também chamado de constante solar ( $G_0$ ). Entretanto, a radiação solar que se choca com a superfície da terra é substancialmente menor do que  $G_0$ , porque parte da radiação é absorvida e dispersada durante os 144.833,89 metros de espessura de ar, vapor d'água, gás carbônico, e poeira que envolve a terra.

A diminuição da radiação solar pela atmosfera terrestre depende da extensão do caminho que, por sua vez, depende da posição do sol. A energia radiante incidente sobre uma superfície na terra  $G_n$ , devido aos raios solares, estima-se pela Eq.(3.17).

$$G_n = G_0 \tau_a^{m_a} \quad (3.17)$$

onde  $\tau_a$  é o coeficiente de transmissão para massa de ar unitária e  $m_a$  é a massa relativa de ar, definida como a razão da extensão do caminho atual para o menor caminho possível.

O valor de  $\tau_a$  varia com a condição do céu, variando de 0,81 para um dia claro, a 0,62 em um dia nublado. O valor de  $m_a$  depende da posição do sol, dada pela *distância zenital*  $z$ , ou seja, o ângulo entre o zênite e a direção do sol ( $z$ )

Se a superfície receptora não é normal à direção do sol, a radiação incidente por unidade de área ( $G_i$ ) será reduzida pelo  $\cos(\theta)$ , o ângulo entre a direção do sol e a normal à superfície, ou seja

$$G_i = G_n \cos(\theta) \quad (3.18)$$

Quando a superfície receptora está na horizontal, então  $\cos(\theta) = \cos(z)$ . Desta forma, o Sol é visto da Terra pelo ângulo de zênite que varia com a latitude do local ( $\phi$ ), a hora do dia em termos do ângulo hora ( $h_z$ ) e a declinação do sol ( $\delta_s$ ). Logo para o  $\cos(z)$  tem-se:

$$\cos z = \sin(\phi) \sin(\delta_s) + \cos(\phi) \cos(\delta_s) \cos(h_z) \quad (3.19)$$

Combinando as equações Eq.(3.18) e Eq.(3.19) obtém-se

$$G_i = G_n (\sin(\phi) \sin(\delta_s) + \cos(\phi) \cos(\delta_s) \cos(h_z)) \quad (3.20)$$

Aproximadamente pode calcular-se a declinação solar e o ângulo hora através da Eq.(3.21) e da Eq.(3.22).

$$\delta_s = \frac{23,43 \sin\left(\frac{360}{365}(284 + dia)\right)}{180\pi} \quad (3.21)$$

$$h_z = \frac{(hora - 12)\pi}{12} \quad (3.22)$$

onde *dia* e *hora* significa respectivamente o dia e a hora que se deseja saber a radiação solar.

Portanto, calcula-se  $I_0$  por:

$$I_0 = I_T [G_i - G_i(0,9neb + 0,1)] \quad (3.23)$$

onde *neb* é a nebulosidade no céu. O desconto de 10% da radiação solar referente a  $-0,1G_i$ , é causado perda da radiação solar nos 144.833,89 metros de espessura de ar.

Vários trabalhos são apresentados na literatura envolvendo o calculo da quantidade de radiação solar direta e difusa chega a cada tubo do fotobiorreator, um destes trabalhos é o de Maor e Appelbaum (2011a e 2011b). No entanto, não se mostram adequados quando trabalhados em geometrias complexas de tubos. Desta forma neste trabalho aplica-se o mesmo método que Dilay (2013) utilizou em sua defesa de Tese de Doutorado no momento que trabalhou com FBR Tubulares Compactos. Este método é baseado na técnica de *Ray-Tracing*, que segue o caminho reverso do raio solar. O ponto de origem do raio é um ponto sobre o diâmetro do tubo, sendo que este ponto em conjunto com um vetor apontando para o sol representa o raio solar. Cada tubo pode ser representado num plano transversal ao feixe de tubos pelo raio e pelas coordenadas do centro de um círculo, ambos conhecidos. Assim, através de geometria analítica e considerando o tubo como um corpo negro, pode se determinar se o raio de luz intercepta outro círculo (representando outro tubo) ou não

intercepta. Isso determina se esta parte do tubo esta sendo iluminada pelo sol ou está na sombra naquele dado momento (Dilay (2013)).

A Eq.(3.24) apresenta o balanço de energia do fluido para qualquer EV.

$$m_f^{(j)} c_f \frac{dT_f^{(j)}}{dt} = \dot{Q}_{rad,\tau}^{(j)} - \dot{Q}_{rad,alg}^{(j)} + \dot{Q}^{(j)} + \dot{m} c_f (T_f^{(j-1)} - T_f^{(j)}) \quad (3.24)$$

onde  $c_f$  é calor específico do fluido,  $m_f$  é a massa do meio líquido de cultivo,  $T_f$  é a temperatura do fluido,  $\dot{Q}_{rad,\tau}$  é a taxa de transferência de calor por radiação que transmite entre a parede dos EV (caso o EV seja de material transparente),  $\dot{Q}_{rad,alg}$  é a taxa de transferência de calor por radiação absorvida pelas microalgas no EV, dadas por:

$$\dot{Q}_{rad,\tau}^{(j)} = I_{av} \tau \quad (3.25)$$

onde  $I_{av}$  é a radiação solar média no fluido,  $\tau$  é transmissividade.

$$\dot{Q}_{rad,alg}^{(j)} = I_{av} K_a \quad (3.26)$$

sendo  $K_a$  é o coeficiente de absorção da radiação solar pela microalga para realizar o processo de fotossíntese.

O valor de  $I_{av}$  é calculado segundo a lei de Lambert-Beer (Eq.(3.27)), pois a radiação solar é absorvida pelas células das microalgas, desta forma esta equação depende do nível de concentração microalgal e do caminho que a radiação solar faz dentro do EV.

$$I(p, C) = I_0 e^{-p K_a C} \quad (3.27)$$

onde,  $p$  é o caminho da radiação solar dentro do fotobiorreator até um determinado ponto,  $K_a$  é o coeficiente de absorção e  $C$  é a concentração da biomassa.

Seguindo o procedimento descrito por Evers (1991), com o auxílio da Figura 3.14, é possível determinar uma equação para o caminho da luz dentro do fotobiorreator. Esta é a Eq.(3.28).

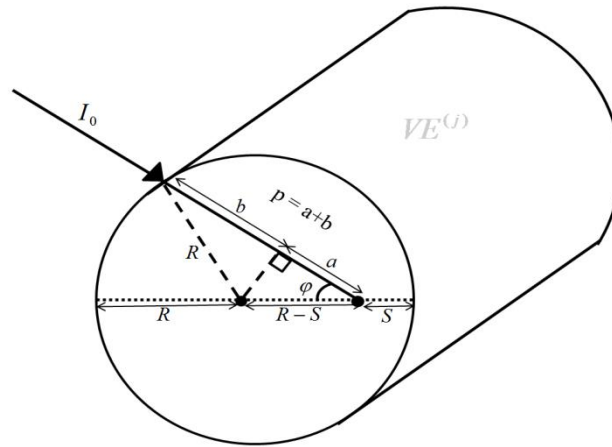


FIGURA 3.14 - REPRESENTAÇÃO ESQUEMÁTICA DE UMA SEÇÃO DO TUBO DO FOTOBIORREATOR.

$$p(\varphi, s) = a + b = (R - S) \cos(\varphi) + \sqrt{R^2 - (R - S)^2 \sin^2(\varphi)} \quad (3.28)$$

Substituindo a Eq.(3.28) na Eq.(3.29) tem-se a seguinte equação:

$$I = I_0 e^{-CK_a \left( (R - S) \cos(\varphi) + \sqrt{R^2 - (R - S)^2 \sin^2(\varphi)} \right)} \quad (3.29)$$

Por causa da não homogeneidade espacial da transferência de energia luminosa em uma suspensão de microrganismos, as velocidades de conversão não são invariantes, então é necessário calcular valores médios para um determinado volume de líquido. Isto condiz com a hipótese termodinâmica de propriedades uniformes em cada EV. Assim, conforme a Figura 3.14 pode-se constatar que  $0 \leq \varphi \leq \pi$  e  $0 \leq S \leq r$ . No entanto, para obter a radiação solar média deve-se aplicar o seguinte teorema (LEITHOLD, 1994):

**Teorema do Valor Médio para Integrais:** Se a função  $f$  for contínua no intervalo fechado  $[a, b]$ , existe um número  $\gamma$  em  $[a, b]$  tal que

$$\int_a^b f(x) dx = f(\gamma)(b - a)$$

Assim a equação para  $I_{av}$  pode ser escrita na forma:

$$I_{av}^{(j)} = \frac{I_0^{(j)}}{r\pi} \int_0^r \int_0^\pi e^{-C^{(j)}K_a \left( (R-S)\cos(\varphi) + \sqrt{R^2 - (R-S)^2 \sin^2(\varphi)} \right)} d\varphi dS \quad (3.30)$$

A equação que determina o valor de  $K_a$  foi determinada por Molina Grina *et al.* (1994) utilizando a microalga *Isochrysis galbana*.

$$K_a = Y_p' \left( 1,12 \cdot 10^{-2} - 8,6 \cdot 10^{-6} C + 1,6 \cdot 10^{-6} C^2 \right) + Y_b \quad (3.31)$$

onde  $Y_p'$  e  $Y_b$  são parâmetros de absorção da alga em relação à luz.

Desta forma se obtém o seguinte Sistema de Equações Diferenciais que forma o modelo matemático para simular cultivos de microalgas no Fotobiorreator Tubular Compacto.

$$\left\{ \begin{array}{l} \frac{dY_1^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_1^{(j-1)} - Y_1^{(j)}) + Y_{1,ger}^{(j)} - c_{1,out} Y_{1,out} \\ \frac{dY_2^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_2^{(j-1)} - Y_2^{(j)}) - Y_{2,con}^{(j)} + c_{2,in} Y_{2,in} \\ \frac{dY_3^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_3^{(j-1)} - Y_3^{(j)}) + Y_{3,ger}^{(j)} + c_{3,in} Y_{3,in} \\ \frac{dY_4^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_4^{(j-1)} - Y_4^{(j)}) - Y_{4,con}^{(j)} + c_{4,in} Y_{4,in} \\ \frac{dT_w^{(j)}}{dt} = \frac{k_w A_{s,w}}{m_w^{(j)} c_w} (T_w^{(j-1)} - T_w^{(j)}) + \frac{-\dot{Q}^{(j)} - \dot{Q}_{ar}^{(j)} + \dot{Q}_{rad}^{(j)}}{m_w^{(j)} c_w} \\ \frac{dT_f^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{m_f^{(j)}} (T_f^{(j-1)} - T_f^{(j)}) + \frac{\dot{Q}_{rad,\tau}^{(j)} - \dot{Q}_{rad,alg}^{(j)} + \dot{Q}^{(j)}}{m_f^{(j)} c_f} \end{array} \right. \quad (\text{Sist. Eqs. 3.1})$$

### 3.4 – Condições de Contorno que Serão Trabalhadas a Frente

#### 3.4.1 – Componente Físico Tipo 1 (Tubos Transparentes)

Os tubos transparentes dividiram-se em dois tipos de elementos de volume, um para a parede do tubo e outro para o espaço onde o fluido irá escoar. A iteração destes EV com as



taxas de entrada e saída, e também consumo e geração das espécies envolvidas no modelo matemática são apresentadas na Figura 3.15:

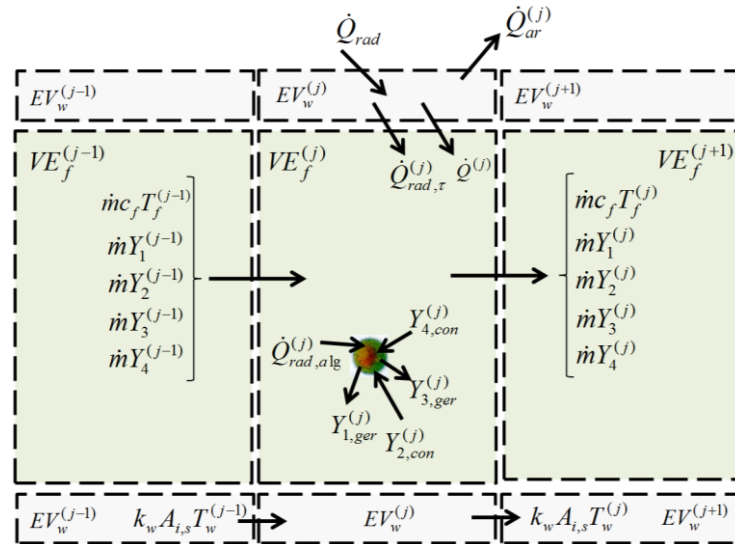


FIGURA 3.15 - ELEMENTO DE VOLUMES  $j$  PARA A EQUAÇÃO DE CONSERVAÇÃO DE ESPÉCIES E ENERGIA NOS TUBOS TRANSPARENTES

Algumas simplificações podem ser feitas no Sistema de Equações Diferenciais do modelo matemático referente ao componente físico Tipo 1. são observadas na Tabela 3.1.

TABELA 3.1 - SIMPLIFICAÇÕES FEITAS NO SISTEMA DE EQUAÇÕES DIFERENCIAIS DO MODELO MATEMÁTICO PARA OS TUBOS TRANSPARENTES.

	<b>Simplificação</b>	<b>Equação Simplificada</b>
1.	$c_{1,out} Y_{1,out} = 0$	Eq. (3.1)
2.	$c_{2,in} Y_{2,in} = 0$	Eq. (3.6)
3.	$c_{3,in} Y_{3,in} = 0$	Eq. (3.8)
4.	$c_{4,in} Y_{4,in} = 0$	Eq. (3.10)

As quatro simplificações apresentadas na Tabela 3.1 são consequências de que no componente físico Tipo 1 não existe coleta e inserção de nenhuma das espécies envolvidas no modelo matemático. Desta forma o Sistema de Equações Diferenciais para este componente é apresentado abaixo:

$$\left\{ \begin{array}{l} \frac{dY_1^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_1^{(j-1)} - Y_1^{(j)}) + Y_{1,ger}^{(j)} \\ \frac{dY_2^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_2^{(j-1)} - Y_2^{(j)}) - Y_{2,con}^{(j)} \\ \frac{dY_3^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_3^{(j-1)} - Y_3^{(j)}) + Y_{3,ger}^{(j)} \\ \frac{dY_4^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_4^{(j-1)} - Y_4^{(j)}) - Y_{4,con}^{(j)} \\ \frac{dT_w^{(j)}}{dt} = \frac{k_w A_{s,w}}{m_w^{(j)} c_w} (T_w^{(j-1)} - T_w^{(j)}) + \frac{-\dot{Q}^{(j)} - \dot{Q}_{ar}^{(j)} + \dot{Q}_{rad}^{(j)}}{m_w^{(j)} c_w} \\ \frac{dT_f^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{m_f^{(j)}} (T_f^{(j-1)} - T_f^{(j)}) + \frac{\dot{Q}_{rad,\tau}^{(j)} - \dot{Q}_{rad,alg}^{(j)} + \dot{Q}^{(j)}}{m_f^{(j)} c_f} \end{array} \right. \quad (\text{Sist. Eqs. 3.2})$$

### 3.4.2 – Componente Físico Tipo 2 (Tubos Opacos)

Os tubos opacos são divididos em dois tipos de EV, um para a parede do tubo e outro para o espaço onde o fluido irá escoar. A Figura 3.16 mostra as interações das taxas de entrada e saída no EV e também o consumo ou geração das espécies envolvidas no modelo matemático.

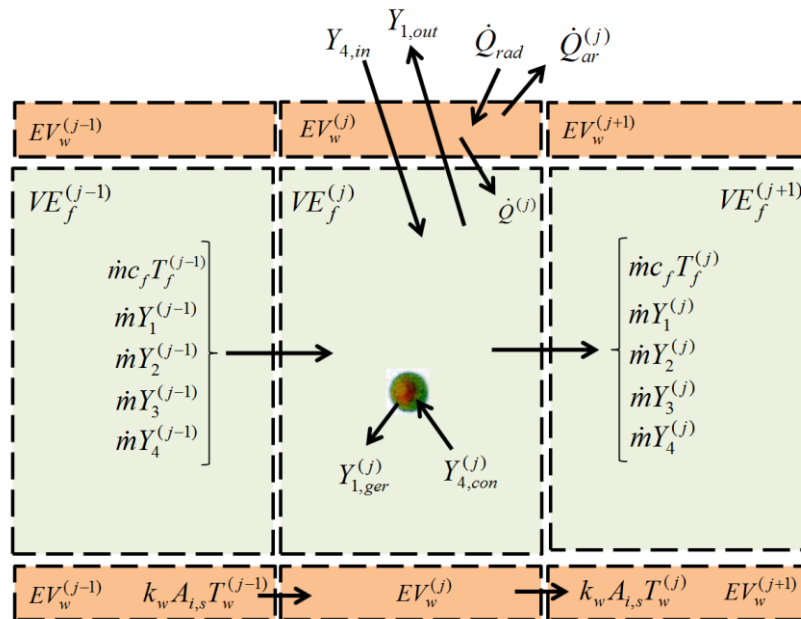


FIGURA 3.16 - ELEMENTO DE VOLUMES  $j$  PARA A EQUAÇÃO DE CONSERVAÇÃO DE ESPÉCIES E ENERGIA NOS TUBOS OPACOS

Novamente, algumas simplificações podem ser feitas no Sistema de Equações Diferenciais para o componente físico Tipo 2 e são observadas na Tabela 3.2. As simplificações número 1, 3, 5, 6 e 7 são consequências da ausência de radiação solar dentro dos tubos opacos, uma vez que as paredes dos tubos opacos não permitem a passagem de radiação solar. Simplificações número 2 e 4 ocorrem porque no componente físico Tipo 2 não existe inserção de CO<sub>2</sub> e nem de O<sub>2</sub>.

TABELA 3.2 - SIMPLIFICAÇÕES FEITAS NO SISTEMA DE EQUAÇÕES DIFERENCIAIS DO MODELO MATEMÁTICO PARA OS TUBOS OPACOS.

Simplificação		Equação Simplificada
1.	$\mu_2 \mu_{T,I} Y_2 = 0$	Eq. (3.2)
2.	$c_{2,in} Y_{2,in} = 0$	Eq. (3.6)
3.	$Y_{2,con}^{(j)} = 0$	Eq. (3.6)
4.	$c_{3,in} Y_{3,in} = 0$	Eq. (3.8)
5.	$Y_{3,ger}^{(j)} = 0$	Eq. (3.8)
6.	$\dot{Q}_{rad,\tau}^{(j)} = 0$	Eq. (3.24)
7.	$\dot{Q}_{rad,alg}^{(j)} = 0$	Eq. (3.24)

A falta de radiação solar causada pela parede opaca, faz com que não exista o processo de fotossíntese, neste caso não tem consumo de CO<sub>2</sub> (simplificação 3) e, portanto, geração de O<sub>2</sub> (simplificação 5). Desta forma o Sistema de Equações Diferenciais para o componente físico Tipo 2 é apresentado abaixo:

$$\left\{ \begin{array}{l} \frac{dY_1^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_1^{(j-1)} - Y_1^{(j)}) + Y_{1,ger}^{(j)} - c_{1,out} Y_{1,out} \\ \frac{dY_2^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_2^{(j-1)} - Y_2^{(j)}) \\ \frac{dY_3^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_3^{(j-1)} - Y_3^{(j)}) \\ \frac{dY_4^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_4^{(j-1)} - Y_4^{(j)}) - Y_{4,con}^{(j)} + c_{4,in} Y_{4,in} \\ \frac{dT_w^{(j)}}{dt} = \frac{k_w A_{s,w}}{m_w^{(j)} c_w} (T_w^{(j-1)} - T_w^{(j)}) + \frac{-\dot{Q}^{(j)} - \dot{Q}_{ar}^{(j)} + \dot{Q}_{rad}^{(j)}}{m_w^{(j)} c_w} \\ \frac{dT_f^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{m_f^{(j)}} (T_f^{(j-1)} - T_f^{(j)}) + \frac{\dot{Q}^{(j)}}{m_f^{(j)} c_f} \end{array} \right. \quad (\text{Sist. Eqs. 3.3})$$

### 3.4.3 – Componente Físico do Tipo 3 (Bomba Hidráulica)

A bomba hidráulica é dividida em dois EV, o primeiro elemento de volume é destinado para a parede e parte mecânica da bomba e o segundo para o local onde passar o fluido. O fluxo de calor gerado pela bomba é desconsiderado neste modelo matemático, uma vez que o tempo de passagem do fluido pela bomba é muito pequeno. A Figura 3.17 mostra as iterações das taxas de entrada e saída no EV como também o consumo ou geração das espécies envolvidas no modelo matemático.

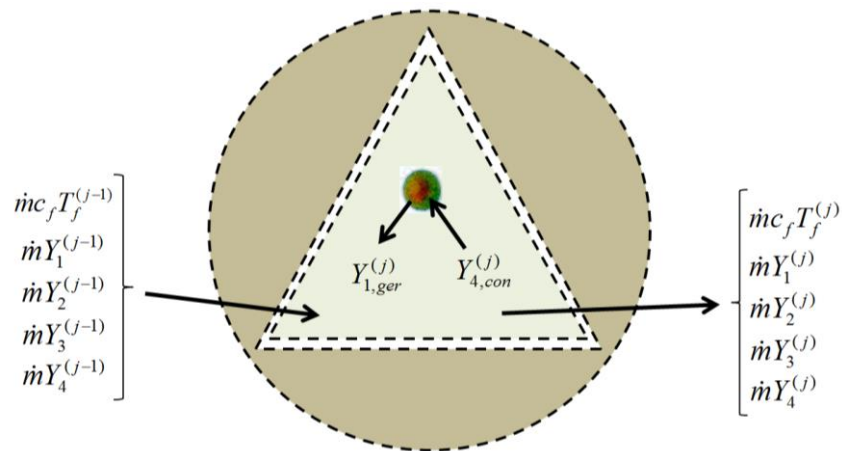


FIGURA 3.17 - ELEMENTO DE VOLUMES  $J$  PARA A EQUAÇÃO DE CONSERVAÇÃO DE ESPÉCIES E ENERGIA NA BOMBA

As simplificações para o componente físico Tipo 3, podem ser observadas na Tabela 3.3, onde 1, 3, 5 e 7 ocorrem pois não existe coleta e nem inserção de nenhuma das espécies analisadas no modelo matemático. As simplificações 2, 4, 6, 8, 9 e 10 ocorrem pela falta de radiação solar neste componente físico e tem como causa a caixa de proteção, que não deixa a bomba ficar exposta ao ambiente externo.

TABELA 3.3 - SIMPLIFICAÇÕES FEITAS NO SISTEMA DE EQUAÇÕES DIFERENCIAIS DO MODELO MATEMÁTICO PARA A BOMBA HIDRÁULICA.

Simplificação		Equação Simplificada
1.	$c_{1,out}Y_{1,out} = 0$	Eq. (3.1)
2.	$\mu_2\mu_{T,I}Y_2 = 0$	Eq. (3.2)
3.	$c_{2,in}Y_{2,in} = 0$	Eq. (3.6)
4.	$Y_{2,con}^{(j)} = 0$	Eq. (3.6)
5.	$c_{3,in}Y_{3,in} = 0$	Eq. (3.8)
6.	$Y_{3,ger}^{(j)} = 0$	Eq. (3.8)
7.	$c_{4,in}Y_{4,in} = 0$	Eq. (3.10)
8.	$\dot{Q}_{rad}^{(j)} = 0$	Eq. (3.15)
9.	$\dot{Q}_{rad,\tau}^{(j)} = 0$	Eq. (3.24)
10.	$\dot{Q}_{rad,alg}^{(j)} = 0$	Eq. (3.24)

Desta forma o Sistema de Equações Diferenciais para a bomba é apresentado abaixo:

$$\left\{ \begin{array}{l} \frac{dY_1^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_1^{(j-1)} - Y_1^{(j)}) + Y_{1,ger}^{(j)} \\ \frac{dY_2^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_2^{(j-1)} - Y_2^{(j)}) \\ \frac{dY_3^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_3^{(j-1)} - Y_3^{(j)}) \\ \frac{dY_4^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_4^{(j-1)} - Y_4^{(j)}) - Y_{4,con}^{(j)} \\ \frac{dT_w^{(j)}}{dt} = \frac{k_w A_{s,w}}{m_w^{(j)} c_w} (T_w^{(j-1)} - T_w^{(j)}) + \frac{-\dot{Q}^{(j)} - \dot{Q}_{ar}^{(j)}}{m_w^{(j)} c_w} \\ \frac{dT_f^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{m_f^{(j)}} (T_f^{(j-1)} - T_f^{(j)}) + \frac{\dot{Q}^{(j)}}{m_f^{(j)} c_f} \end{array} \right. \quad (\text{Sist. Eqs. 3.4})$$

### 3.4.4 – Componente Físico do Tipo 4 (Coluna de Gaseificação)

Divide-se a coluna de gaseificação em dois EV, um para a parede do componente e outro para o interior, pois este componente físico também é um tubo opaco, mas com um raio maior que os tubos do componente físico Tipo 2 e está posicionada na vertical. Neste componente físico existe a inserção de ar no elemento de volume, que causa bolhas no interior do  $EV_f$ . A modelagem matemática que estuda a interação destas bolhas de ar com o fluido não é apresentada no modelo matemático deste trabalho. A Figura 3.18 mostra as iterações das taxas de entrada e saída no EV como também o consumo ou geração das espécies envolvidas no modelo matemático.

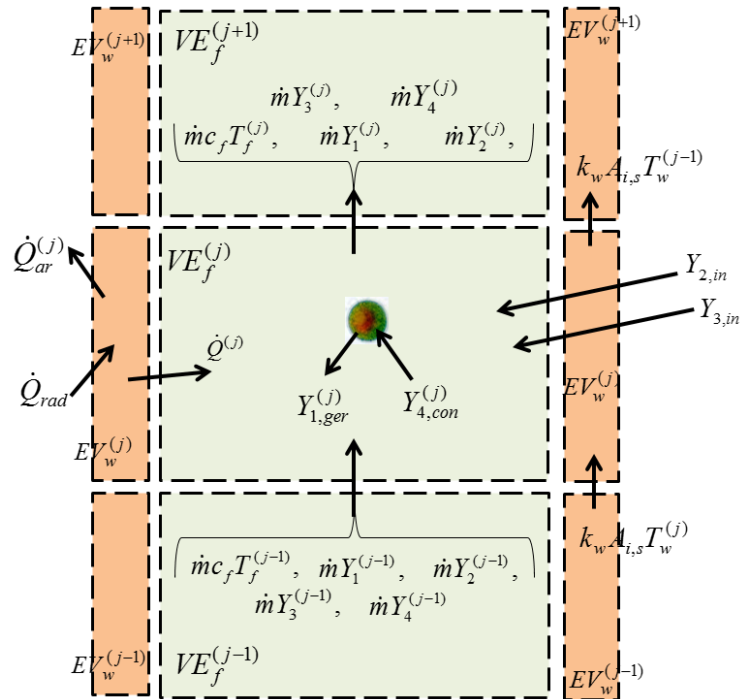


FIGURA 3.18 - ELEMENTO DE VOLUMES  $J$  PARA A EQUAÇÃO DE CONSERVAÇÃO DE ESPÉCIES E ENERGIA NA COLUNA DE GASEIFICAÇÃO

As simplificações que podem ser feitas no Sistema de Equações Diferenciais do modelo matemático referente ao componente físico Tipo 4 são observadas na Tabela 3.4. As simplificações 1 e 5 ocorrem porque no componente físico Tipo 4 não existe coleta de biomassa e nem inserção de nutrientes.

TABELA 3.4 - SIMPLIFICAÇÕES FEITAS NO SISTEMA DE EQUAÇÕES DIFERENCIAIS DO MODELO MATEMÁTICO PARA A COLUNA DE GASEIFICAÇÃO.

Simplificação	Equação Simplificada
1. $c_{1,out} Y_{1,out} = 0$	Eq. (3.1)
2. $\mu_2 \mu_{T,I} Y_2 = 0$	Eq. (3.2)
3. $Y_{2,con}^{(j)} = 0$	Eq. (3.6)
4. $Y_{3,ger}^{(j)} = 0$	Eq. (3.8)
5. $c_{4,in} Y_{4,in} = 0$	Eq. (3.10)
6. $\dot{Q}_{rad,\tau}^{(j)} = 0$	Eq. (3.24)
7. $\dot{Q}_{rad,alg}^{(j)} = 0$	Eq. (3.24)

As simplificações 2, 3, 4, 6 e 7 são consequências de não existir radiação solar dentro dos tubos opacos, uma vez que as paredes dos tubos opacos não permitem a passagem de radiação solar. Desta forma o Sistema de Equações Diferenciais para este componente é apresentado abaixo:

$$\left\{ \begin{array}{l} \frac{dY_1^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_1^{(j-1)} - Y_1^{(j)}) + Y_{1,ger}^{(j)} \\ \frac{dY_2^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_2^{(j-1)} - Y_2^{(j)}) + c_{2,in} Y_{2,in} \\ \frac{dY_3^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_3^{(j-1)} - Y_3^{(j)}) + c_{3,in} Y_{3,in} \\ \frac{dY_4^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_4^{(j-1)} - Y_4^{(j)}) - Y_{4,con}^{(j)} \\ \frac{dT_w^{(j)}}{dt} = \frac{k_w A_{s,w}}{m_w^{(j)} c_w} (T_w^{(j-1)} - T_w^{(j)}) + \frac{-\dot{Q}^{(j)} - \dot{Q}_{ar}^{(j)} + \dot{Q}_{rad}^{(j)}}{m_w^{(j)} c_w} \\ \frac{dT_f^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{m_f^{(j)}} (T_f^{(j-1)} - T_f^{(j)}) + \frac{\dot{Q}^{(j)}}{m_f^{(j)} c_f} \end{array} \right. \quad (\text{Sist. Eqs. 3.5})$$

### 3.4.5 – Componente Físico do Tipo 5 (Reservatório)

O reservatório é um tanque de 2 mil litros que fica acima dos tubos transparentes, representando apenas um EV, conforme mostrado na Figura 3.19, que mostra as interações das taxas de entrada e saída no EV como também o consumo ou geração das espécies envolvidas no modelo matemático.



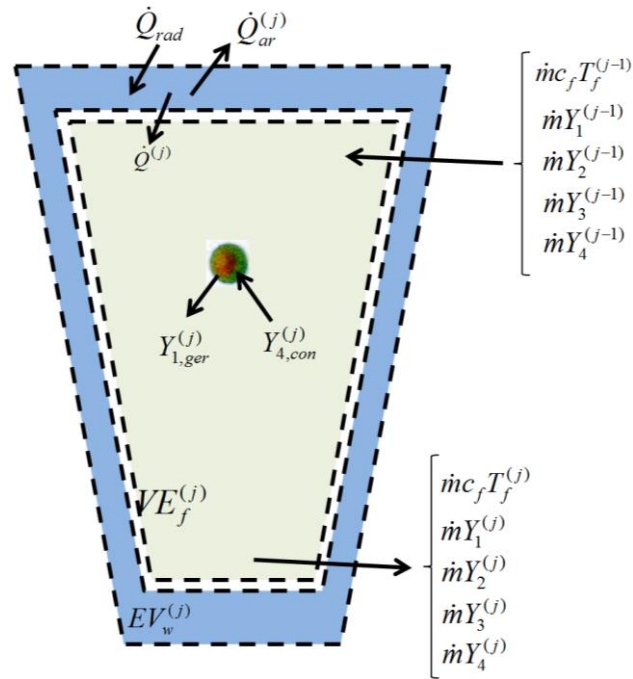


FIGURA 3.19 - ELEMENTO DE VOLUMES  $J$  PARA A EQUAÇÃO DE CONSERVAÇÃO DE ESPÉCIES E ENERGIA NO RESERVATÓRIO

As simplificações que podem ser feitas no Sistema de Equações Diferenciais referente ao componente físico Tipo 5 são observadas na Tabela 3.5.

TABELA 3.5 - SIMPLIFICAÇÕES FEITAS NO SISTEMA DE EQUAÇÕES DIFERENCIAIS DO MODELO MATEMÁTICO PARA O RESERVATÓRIO.

Simplificação		Equação Simplificada
1.	$c_{1,out}Y_{1,out} = 0$	Eq. (3.1)
2.	$\mu_2\mu_{T,I}Y_2 = 0$	Eq. (3.2)
3.	$Y_{2,con}^{(j)} = 0$	Eq. (3.6)
4.	$c_{2,in}Y_{2,in} = 0$	Eq. (3.6)
5.	$Y_{3,ger}^{(j)} = 0$	Eq. (3.8)
6.	$c_{3,in}Y_{3,in} = 0$	Eq. (3.8)
7.	$c_{4,in}Y_{4,in} = 0$	Eq. (3.10)
8.	$\dot{Q}_{rad,\tau}^{(j)} = 0$	Eq. (3.24)
9.	$\dot{Q}_{rad,alg}^{(j)} = 0$	Eq. (3.24)

As simplificações 1, 4, 6 e 7 ocorrem porque não existe coleta e nem inserção de nenhuma das espécies analisadas. As simplificações 2, 3, 5, 8 e 9 ocorrem porque não existe transmissão da radiação solar para o fluido, pois as paredes do reservatório são opacas.

Desta forma o Sistema de Equações Diferenciais para este componente é apresentado abaixo:

$$\left\{ \begin{array}{l} \frac{dY_1^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_1^{(j-1)} - Y_1^{(j)}) + Y_{1,ger}^{(j)} \\ \frac{dY_2^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_2^{(j-1)} - Y_2^{(j)}) \\ \frac{dY_3^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_3^{(j-1)} - Y_3^{(j)}) \\ \frac{dY_4^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{V_f^{(j)} \rho_f} (Y_4^{(j-1)} - Y_4^{(j)}) - Y_{4,con}^{(j)} \\ \frac{dT_w^{(j)}}{dt} = \frac{k_w A_{s,w}}{m_w^{(j)} c_w} (T_w^{(j-1)} - T_w^{(j)}) + \frac{-\dot{Q}^{(j)} - \dot{Q}_{ar}^{(j)} + \dot{Q}_{rad}^{(j)}}{m_w^{(j)} c_w} \\ \frac{dT_f^{(j)}}{dt} = \frac{\dot{m}}{m_f^{(j)}} (T_f^{(j-1)} - T_f^{(j)}) + \frac{\dot{Q}^{(j)}}{m_f^{(j)} c_f} \end{array} \right. \quad (\text{Sist. Eqs. 3.6})$$

### 3.5 - Método Numérico

O conjunto de equações diferenciais ordinárias transientes obtidas em cada sistema específico é integrado simultaneamente. Para isso utiliza-se o Método de Runge-Kutta de quarta ordem (KINCAID e CHENEY, 1991; PRESS *et al.*, 2011), utilizando-se condições iniciais pré-estabelecidas para as variáveis de integração.

Para estipular o passo de tempo utilizado nas simulações, realizaram-se testes de simulação no intervalo de tempo das 12 horas até às 13 horas, com quatro passos de tempo diferente (0,1 s, 1 s, 5 s e 10 s), a fim de analisar o intervalo entre os resultados (Figura 3.20).

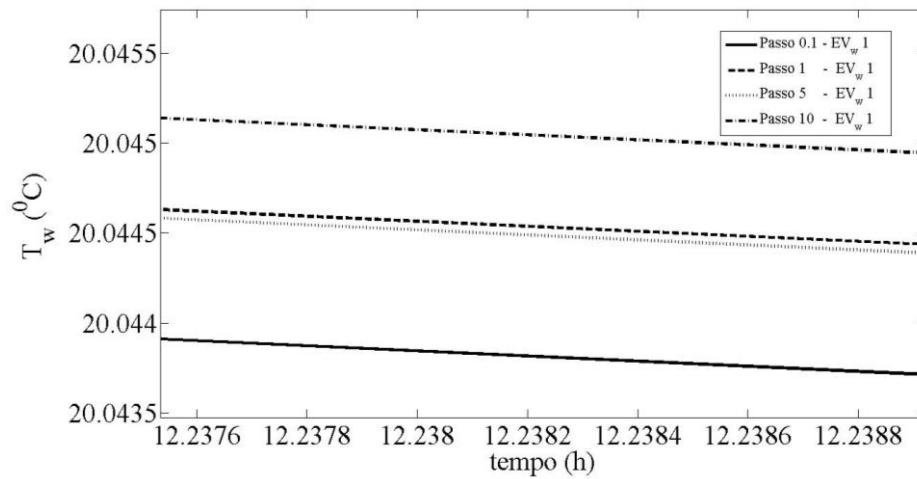


FIGURA 3.20 - QUATRO DIFERENTES PASSOS NO TEMPO SIMULADOS NO RUNGE KUTTA

A diferença entre os valores encontrados para a temperatura da parede nos quatro intervalos de tempo está na terceira casa decimal. Para o nosso estudo a precisão necessária é apenas de um dígito de casa decimal. Desta forma, utilizou-se para todas as simulações o passo no tempo de 10s, pois acelera o processo computacional.

A convergência dos resultados numéricos foi verificada por refinamentos sucessivos de malha (EDITORIAL, 1994) e monitorando a variação da norma Euclidiana da solução numérica em todo o domínio computacional. Os resultados de uma malha menos refinada (malha 1) são comparados com os resultados de uma malha mais refinada (malha 2), e os refinamentos param quando o critério do erro relativo do refinamento de malha,  $\varepsilon_{malha,i}$ , for satisfeito, então a malha 1 é selecionada como a malha convergida, como se segue:

$$\varepsilon_{malha,i} = \frac{\|var_i\|_{malha1} - \|var_i\|_{malha2}}{\|var_i\|_{malha1}} \leq 0,01 \quad (3.32)$$

onde  $var_i$  representa tanto as temperaturas como as concentrações.

A malha e os resultados numéricos são processados para visualização gráfica utilizando um aplicativo computacional de domínio público produzido pelo *Lawrence Livermore National Laboratory* chamado VisIt Visualization Tool (VisIt, 2012).

### 3.6 - Malha do Fotobiorreator e Visualização 3D

O código para gerar a malha do fotobiorreator foi programado em FORTRAN. Este código gera um arquivo de extensão VTK (*Visualization Toolkit*) o qual será lido por um programa específico para visualização. Arquivos de extensão VTK (Figura 3.21) são muito utilizados para gerar malhas pela sua parte estrutural simplificada. Para a leitura do arquivo de saída VTK utiliza-se o software Visit, pois se trata de um software livre e também por ter alto desempenho gráfico (VISIT, 2008).

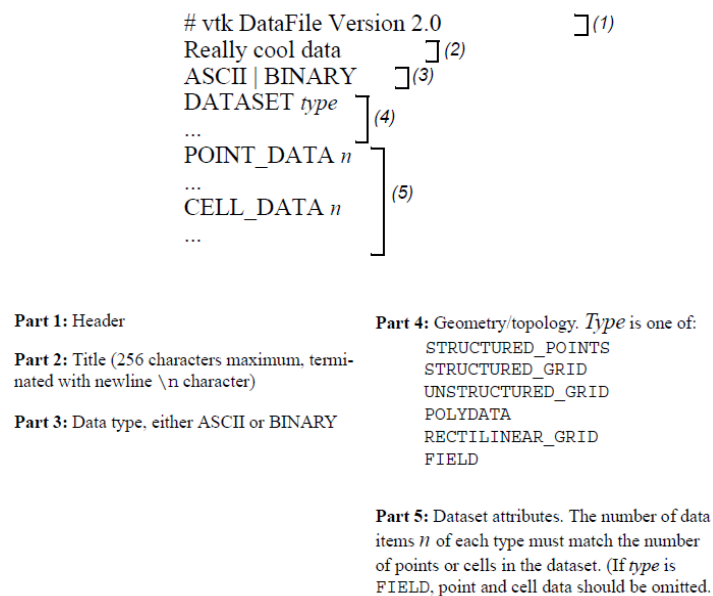


FIGURA 3.21 - VISÃO GERAL DAS CINCO PARTES QUE COMPÕEM O FORMATO DE ARQUIVOS DE DADOS VTK.

FONTE: GUIA DE USO DO VTK

O código gera com eficiência as malhas dos tubos do fotobiorreator de forma genérica, a fim de que o usuário tenha o poder de escolher qual é a configuração de malha que deseja simular (Figura 3.22).

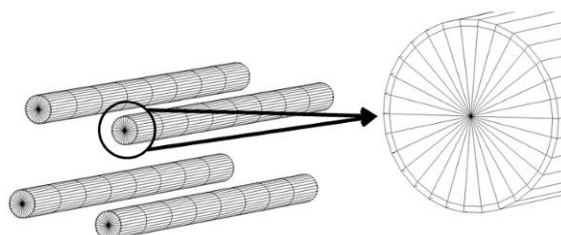


FIGURA 3.22 - MALHA PARA QUATRO TUBOS DO FOTOBIORREATOR.

Na Figura 3.23 pode-se observar a malha do protótipo do fotobiorreator que consta de uma matriz de tubos de 5 colunas por 6 linhas.

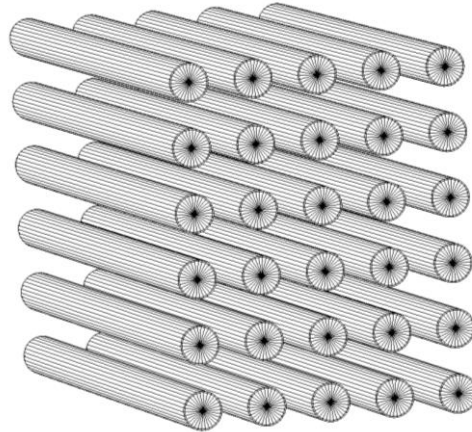


FIGURA 3.23 - MALHA DE TUBOS DO PROTÓTIPO DO FOTOBIORREATOR.

Já na Figura 3.24 tem-se a malha do fotobiorreator coluna *Air-Lift*, o qual são dois tubos paralelos na vertical.

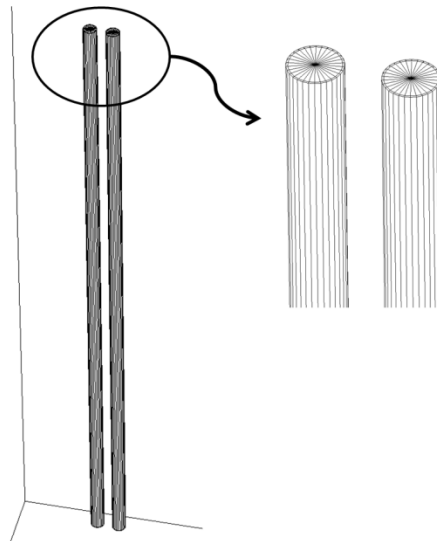


FIGURA 3.24 - MALHA DOS TUBOS DO FOTOBIORREATOR COLUNA *AIR-LIFT*.

A malha do fotobiorreator que contém uma matriz de tubos de 14 colunas por 53 linhas, pode ser observada na Figura 3.25.

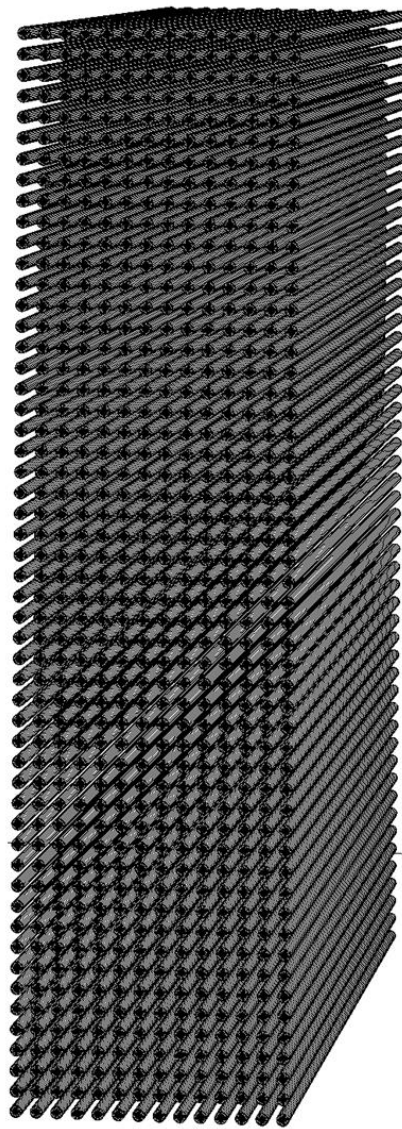


FIGURA 3.25 - MALHA DOS TUBOS DO FOTOBIORREATOR.

### 3.7 - Interface Gráfica

Foi desenvolvida uma interface gráfica para o *software* de simulação de cultivo de microalgas em fotobiorreatores tubulares compactos. O código da interface foi escrito em linguagem Java, e tem como finalidade facilitar o uso acadêmico e industrial. A interface interage com o programa que gera a malha do fotobiorreator (desenvolvido em FORTRAN), o programa que resolve o modelo matemático (desenvolvido em FORTRAN) e também com o programa VISIT.

Na Figura 3.26 apresenta-se a tela no simulador onde é possível escolher se deseja ter a visualização da simulação em 3D usando o programa VISIT ou sem visualização. Também é possível escolher qual tipo de elemento de volume deseja mostrar e se apenas os  $EV_w$  e  $EV_f$ .

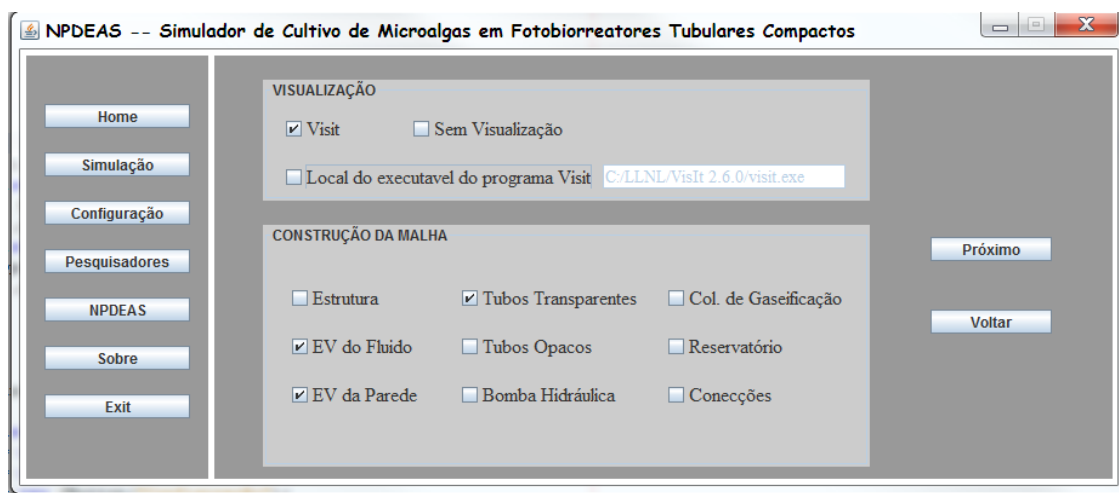


FIGURA 3.26 - INTERFACE GRÁFICA: CONFIGURAÇÕES DA CONSTRUÇÃO DA MALHA.

A Figura 3.27 apresenta a tela no simulador onde é onde o usuário entra com detalhes sobre a geometria do FBR, podendo escolher o número de linhas, colunas, pontos para formar a circunferência da parede do tubo, número de EV por tubo, distância entre os tubos, comprimento do tubo, raio interno e externo e a posição espacial do primeiro tubo.

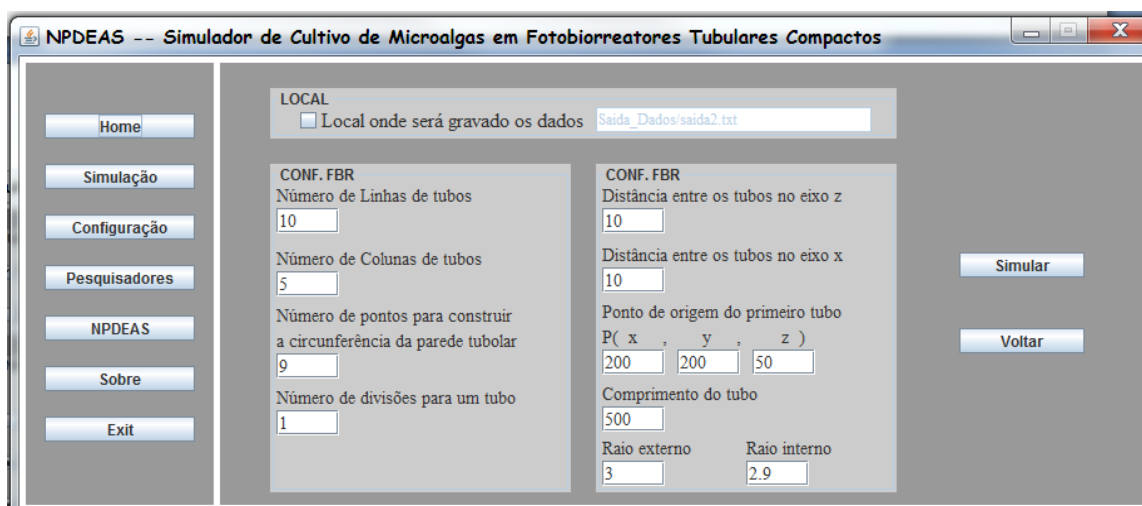


FIGURA 3.27 - INTERFACE GRÁFICA: CONFIGURAÇÕES DA MALHA DOS TUBOS.

Esta interface gráfica simples serve para ajudar a usuários leigos em programação a realizar simulações de cultivo de microalgas nos FBR Tubulares Compactos com maior facilidade.

## 4. AQUISIÇÃO DE DADOS

Os cultivos são realizados em ambiente externo pela equipe do NPDEAS. Condições como a radiação solar, fotoperíodo e temperatura não podem ser controlados, cabendo apenas seu monitoramento. Para determinar a cinética de crescimento da microalga foram coletados dados de radiação solar, temperatura e biomassa seca. Tais dados foram utilizados para mostrar a curva de crescimento e escolha dos pontos em que ocorreram as diluições do sistema.

A aquisição de dados foi realizada de duas formas. Uma por intermédio de um gabinete de aquisição de dados e outra mediante procedimentos laboratoriais. O gabinete de aquisição de dados é usado para a medição das variáveis termodinâmicas do sistema, sendo realizado automaticamente. Os procedimentos laboratoriais para a aquisição de dados dependem da intervenção humana e referem-se à medição da quantidade e das características dos meios de cultivo analisados.

Uma análise de incertezas é essencial para a adequada avaliação dos resultados obtidos. Por intermédio da aferição experimental de dados termodinâmicos de temperatura e radiação solar e, ainda, dos dados relativos à biomassa produzida, obtém-se os resultados do presente trabalho. Esses resultados contém uma incerteza intrínseca ao processo experimental, que é quantificada e demonstrada.

### 4.1 - Gabinete de Aquisição de Dados

O sistema de aquisição de dados (Figura 4.1) é constituído de um computador montado em gabinete próprio para acomodação de equipamentos eletrônicos e de telecomunicações, fabricado pela Nilko. Nesse gabinete aloja-se o computador, no interior do qual foram instaladas duas placas da National Instruments, uma de controle e outra de Multímetro, capaz de realizar 60 leituras/s de dados de tensão (AC e DC), corrente (AC e DC) e/ou medição de resistência em dois, três ou quatro fios. Por intermédio da placa multímetro são realizadas as leituras de todo o conjunto de sensores instalados. Um programa desenvolvido no *LABVIEW* armazena e manipula os dados recebidos.





FIGURA 4.1 - SISTEMA DE AQUISIÇÃO DE DADOS

A medição de temperatura é realizada por termistores. Esses componentes apresentam grande variação de resistência elétrica quando seu corpo é submetido a variações de temperatura. Então, é possível fazer leituras de temperaturas com a variação da resistência elétrica destes componentes, bastando calibrá-los em função de temperaturas conhecidas. O equipamento utilizado no NPDEAS foi o modelo 521-3dc, fabricado pela Nova Ética e apresenta faixa de trabalho que varia de  $-40\text{ }^{\circ}\text{C}$  a  $200\text{ }^{\circ}\text{C}$ , com resolução de leitura de  $0,1\text{ }^{\circ}\text{C}$ . Este equipamento possui certificado de calibração RBC e validação física, referente a distribuição de temperatura em sua cuba, com relatório emitido pelo fabricante. O termistor é um semicondutor cerâmico, encapsulado, com uma cobertura de resina epóxi. O modelo utilizado é o 44031RC, fabricado pela *Measurement Specialties*. Sua incerteza de medição entre  $0\text{ }^{\circ}\text{C}$  a  $70\text{ }^{\circ}\text{C}$  é de  $\pm 0,1\text{ }^{\circ}\text{C}$ .

O piranômetro utilizado para medir a radiação solar é do modelo PYR-PA5 da empresa Apogee (Figura 4.2). Este trabalha na faixa espectral de 380-1120 nm e pode trabalhar entre as temperaturas de  $-24$  a  $55\text{ }^{\circ}\text{C}$ . Segundo o manual do sensor de radiação, a estimativa de erro é de  $\pm 5\%$  para todos os climas e locais do mundo e sua calibração é certificada pela *Clear Sky Calculator*.



FIGURA 4.2 - SENSOR DE RADIAÇÃO SOLAR DA APOGEE.

Os limites de precisão intrínsecos dos termistores e do piranômetro foram considerados desprezíveis em comparação ao limite de precisão das variáveis analisadas.

## 4.2 - Experimentos

Os dados dos três experimentos de cultivo de microalgas utilizados nesta pesquisa foram retirados do banco de dados do NPDEAS, sendo que todos os experimentos utilizaram uma espécie de microalga do gênero *Scenedesmus* que ainda não foi identificada. Esta microalga (Figura 4.3) foi isolada pela equipe do NPDEAS da rede de abastecimento de água de Curitiba e, portanto, apresenta como vantagem a pré-adaptação às condições de cultivo em ambiente externo, aliada ao baixo risco na geração de impacto ambiental em caso de vazamento, uma vez que se trata de uma espécie natural da região.

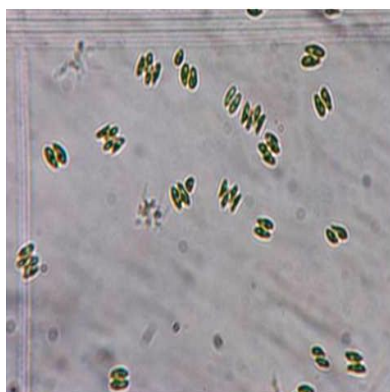


FIGURA 4.3 - MICROALGA DO GÊNERO *SCENEDESMUS* UTILIZADA NOS EXPERIMENTOS.

Foi necessário o crescimento de uma pré-cultura de microalgas que serviu de inóculo para os experimentos nos fotobiorreatores. A produção do inóculo consistiu de duas etapas

preliminares: na primeira foi realizado o crescimento da cultura em frascos Erlenmeyer de 2 L e logo após, na segunda etapa o cultivo, foi transferido para galões de 20 L para realizar a inoculação nos fotobiorreatores.

Todas as etapas de cultivo constantes no experimento foram desenvolvidas pela equipe do NPDEAS utilizando o meio CHU, que é composto por macro e micronutrientes necessários para o crescimento das microalgas. Na Tabela 4.1 pode-se observar a concentração dos macronutrientes utilizados.

TABELA 4.1 - NUTRIENTES PARA INICIAR O CULTIVO DE MICROALGAS.

NUTRIENTES	FÓRMULA	CONCENTRAÇÃO (g.L <sup>-1</sup> )
Nitrato de sódio	NaNO <sub>3</sub>	0,25
Cloreto de cálcio di-hidratado	CaCl <sub>2</sub>	0,025
Sulfato de magnésio hepta-hidratado	MgSO <sub>4</sub> .7H <sub>2</sub> O	0,075
Fosfato de potássio dibásico	K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	0,075
Fosfato de potássio monobásico	KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	0,175
Cloreto de sódio	NaCl	0,025

O primeiro experimento realizou-se no protótipo do fotobiorreator, com início no dia 20 de março de 2012 às 09 horas e finalizado no dia 26 de março de 2012 às 09 horas. Após inocular o FBR deixou-se o cultivo de microalgas crescer durante todo o período sem haver nenhuma diluição. Na Figura 4.4 observam-se os dados experimentais do primeiro experimento.

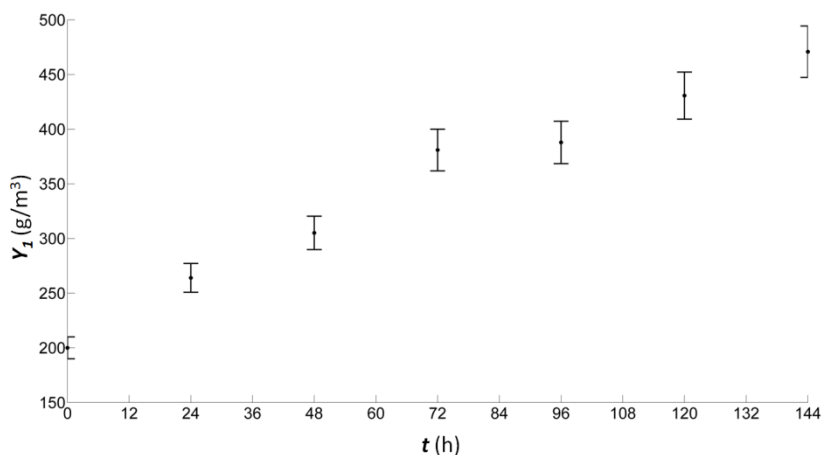


FIGURA 4.4 - DADOS EXPERIMENTAIS DE BIOMASSA MICROALGAL REALIZADOS NO PROTÓTIPO DO FBR.

O segundo experimento realizou-se no fotobiorreator coluna *Air-Lift* com início no dia 11 de julho de 2013 às 11 horas e finalizado no dia 19 de julho de 2013 às 11 horas. Neste experimento realizou-se uma diluição de 20% do volume no quarto dia de cultivo, ou seja, após 96 horas de cultivo realizou-se a diluição. A Figura 4.5 mostra os dados experimentais deste experimento.

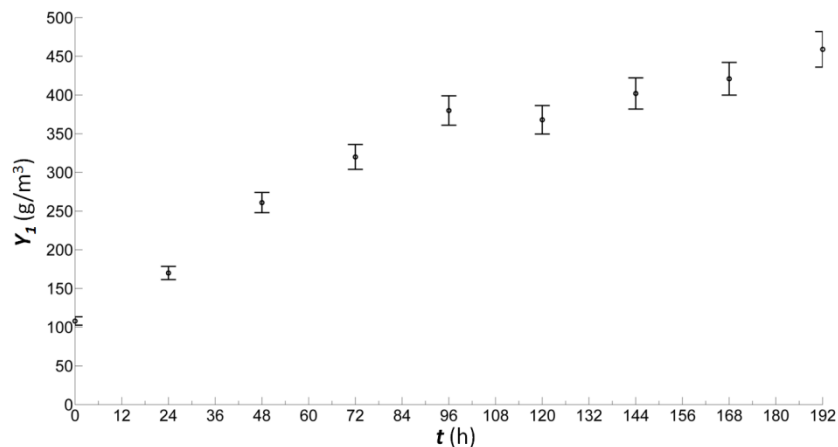


FIGURA 4.5 - DADOS EXPERIMENTAIS DE BIOMASSA MICROALGAL REALIZADOS NO FBR COLUNA *AIR-LIFT*.

O terceiro experimento foi realizado no fotobiorreator tubular compacto no período de 15 de janeiro de 2013 até 8 de fevereiro de 2013. Este cultivo iniciou com 4 colunas em atividade e após 16 dias foram adicionadas mais 4 colunas. Ao adicionar 4 colunas no cultivo, ocorre uma diluição de 50% da concentração de biomassa. A Figura 4.6 mostra os dados experimentais deste cultivo.

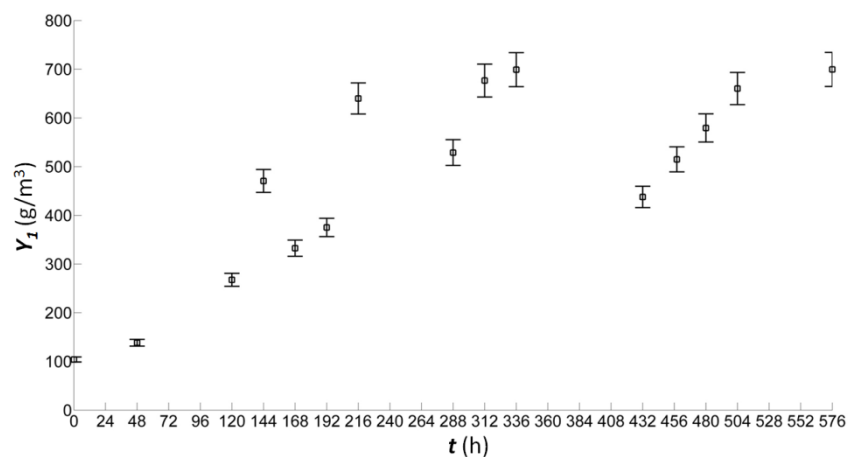


FIGURA 4.6 - DADOS EXPERIMENTAIS DE BIOMASSA MICROALGAL REALIZADOS NO FBR TUBULAR COMPACTO.

### 4.3 - Procedimentos Laboratoriais

A biomassa seca produzida foi medida por meio de um processo de filtração ao vácuo. Nesse procedimento, 100 mL do meio de cultivo são filtrados, floculados e posteriormente secados em uma estufa a 60 °C por 24 horas. Desse modo, mede-se a diferença entre a massa filtrada antes e depois da secagem, que é a biomassa seca.

Todas as medidas foram tomadas em triplicata. O limite de precisão foi computado como sendo o dobro do desvio padrão das referidas medições, com um grau de confiança de 95%. Os critérios de propagação de erros em medições experimentais seguem os padrões ASME (KIM *et al.*, 1993).

## 5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 5.1 - Parâmetros de Ajuste

Ao realizar a primeira simulação computacional incorporam-se as características geométricas e operacionais do primeiro experimento (ANEXO I e ANEXO II), e a fim de analisar se os dados numéricos estão de acordo com os dados experimentais para poder garantir a validação do modelo matemático calcula-se o coeficiente de determinação de Nash-Sutcliffe ( $R^2$ , o qual descreve a eficiência entre os resultados numéricos com os resultados experimentais dados pela Eq.(5.1)) e se obtém um valor para o  $R^2$  igual a 0,4043. Este valor não apresenta uma boa eficiência, pois está muito distante do número um que representa a situação quando os resultados numéricos são idênticos aos resultados experimentais (FRAGOSO *et al.*, 2009).

$$R^2 = 1 - \frac{\sum (Y_{1,Obs}(t) - Y_{1,Cal}(t))^2}{\sum (Y_{1,Obs}(t) - \bar{Y}_{1,Obs}(t))^2} \quad (5.1)$$

No entanto, é observado no gráfico da Figura 5.1 que os resultados numéricos comparados com os resultados experimentais têm comportamentos parecidos, sendo que os resultados numéricos estão deslocados acima da barra de confiabilidade dos dados experimentais. Este deslocamento ocorre porque a velocidade de crescimento da microalga na curva numérica é maior que a velocidade de crescimento da microalga no experimento realizado. Um dos motivos de ter ocorrido este deslocamento pode ser porque as constantes utilizadas no modelo matemático são retiradas da literatura, e muitas vezes não pertencem a mesma microalga do gênero *Scenedesmus* cultivada no NPDEAS/UFPR.

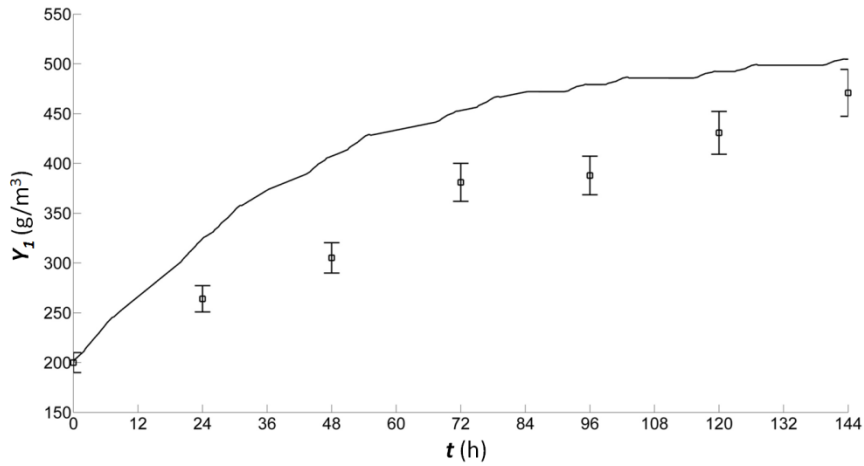


FIGURA 5.1 - COMPARAÇÃO ENTRE OS PRIMEIROS RESULTADOS NUMÉRICOS E EXPERIMENTAIS PARA A PRIMEIRA SIMULAÇÃO NO PROTÓTIPO DO FBR.

Sabendo que o componente físico Tipo 1 (tubos transparentes) é o ambiente que as microalgas passam a maior parte do tempo de cultivo, inseriu-se parâmetros de ajuste para cada uma das três taxas de crescimento instantânea que compõem o primeiro parentese na Eq.(3.2), equação esta responsável pela geração de microalgas nos tubos transparentes. Para a taxa de crescimento instantânea que tem relação com a radiação solar utilizou-se o parâmetro  $\psi_1$ , para a taxa de crescimento instantânea que tem relação com a concentração de  $\text{CO}_2$  no meio de cultivo utilizou-se o parâmetro  $\psi_2$  e para a taxa de crescimento instantânea que tem relação com a concentração de nutrientes no meio de cultivo utilizou-se o parâmetro  $\psi_3$ , conforme se observa na Eq.(5.2).

$$Y_{1,ger}^{(j)} = \left( \psi_1 \mu_{T,I}^{(j)} + \psi_2 \mu_2^{(j)} \mu_{3,inib}^{(j)} Y_2^{(j)} + \psi_3 \mu_4^{(j)} Y_4^{(j)} - m^{(j)} \right) Y_1^{(j)} \left( 1 - \frac{Y_1^{(j)}}{c_{1,sup}} \right) \quad (5.2)$$

Inúmeras simulações variando os três parâmetros de ajuste do modelo ( $\psi_1$ ,  $\psi_2$ ,  $\psi_3$ ) podem ser realizadas para encontrar um perfil de concentração de microalgas com coeficiente de  $R^2$  o mais próximo de 1,0. No entanto, analisar um intervalo grande para os parâmetros acarreta em tempo computacional muito grande, podendo demorar até meses para simular todas as variações. Desta forma, a estratégia adotada neste trabalho para encontrar os valores dos parâmetros de ajuste para um  $R^2$  bom segue o seguinte critério:

- Primeiramente utiliza-se na simulação para os três parâmetros de ajuste valores menores que um e próximo de zero, uma vez que a velocidade de crescimento instantânea numérica da microalga é maior que a experimental assim deve-se diminuí-la.

- Em um segundo momento, caso o  $R^2$  ainda esteja muito distante do número um, segue-se a tendência do crescimento do  $R^2$  aumentando ou diminuindo os valores dos parâmetros de ajuste até obter um bom valor para o  $R^2$ .

Seguindo o critério acima, escolhem-se quatro valores próximo de zero para os parâmetros de ajuste e os primeiros resultados para o  $R^2$  são apresentados na Tabela 5.1. Ao variar quatro vezes cada um dos parâmetros de ajuste obtém-se 64 combinações diferentes que realizam 64 simulações com tempo computacional de 6 horas e 5 minutos.

TABELA 5.1 - VARIAÇÕES PRÓXIMAS DE ZERO NOS PARÂMETROS DE AJUSTE DO MODELO.

		$\psi_3 = 0,0001$	$\psi_3 = 0,0011$	$\psi_3 = 0,0021$	$\psi_3 = 0,0031$
$\psi_1 = 0,0001$	$\psi_2 = 0,0001$	-2,78619	-1,16988	-11,59262	-22,08076
	$\psi_2 = 0,0011$	-2,78619	-1,17007	-11,59284	-22,08081
	$\psi_2 = 0,0021$	-2,78619	-1,17032	-11,59307	-22,08085
	$\psi_2 = 0,0031$	-2,78619	-1,17054	-11,59327	-22,08090
$\psi_1 = 0,0011$	$\psi_2 = 0,0001$	-2,78619	-1,17071	-11,59346	-22,08094
	$\psi_2 = 0,0011$	-2,78619	-1,17098	-11,59368	-22,08098
	$\psi_2 = 0,0021$	-2,78619	-1,17116	-11,59390	-22,08104
	$\psi_2 = 0,0031$	-2,78619	-1,17145	-11,59411	-22,08107
$\psi_1 = 0,0021$	$\psi_2 = 0,0001$	-2,78619	-1,17166	-11,59430	-22,08111
	$\psi_2 = 0,0011$	-2,78619	-1,17186	-11,59452	-22,08116
	$\psi_2 = 0,0021$	-2,78619	-1,17209	-11,59473	-22,08121
	$\psi_2 = 0,0031$	-2,78619	-1,17234	-11,59494	-22,08124
$\psi_1 = 0,0031$	$\psi_2 = 0,0001$	-2,78619	-1,17248	-11,59513	-22,08129
	$\psi_2 = 0,0011$	-2,78619	-1,17275	-11,59535	-22,08134
	$\psi_2 = 0,0021$	-2,78619	-1,17294	-11,59559	-22,08138
	$\psi_2 = 0,0031$	-2,78619	-1,17320	-11,59585	-22,08142

Entre todas as 64 combinações dos parâmetros de ajuste foram os valores de  $\psi_1 = 0,0001$ ,  $\psi_2 = 0,0001$  e  $\psi_3 = 0,0011$  que obtiveram o melhor coeficiente de  $R^2$  com valor igual a -1,16988. O resultado negativo para o  $R^2$  indica que a diferença entre os resultados experimentais e numéricos são maiores que a diferença entre os resultados experimentais e sua média aritmética.



Conforme a segunda parte do critério estabelecido para encontrar os valores dos parâmetros de ajuste, observa-se que o melhor valor para o  $R^2$  apresentado na Tabela 5.1 ainda esta muito longe de ser um bom ajuste para o modelo matemático. Assim, seguindo a tendência do crescimento de  $R^2$ , tem-se que os valores próximos de zero não causaram mudanças significativas no valor de  $R^2$ , ou seja, na segunda etapa de simulações devem-se usar valores maiores para  $\psi_1$  e  $\psi_2$  e valores nas proximidades de 0,0011 para  $\psi_3$ .

Como  $\psi_1$  e  $\psi_2$  devem ser maiores que 0,0031, nas próximas simulações do  $R^2$   $\psi_1$  e  $\psi_2$  receberão valores iguais a 0,05, 0,10 e 0,15, e como  $\psi_3$  está próximo do valor 0,0011, nas próximas simulações usa-se para  $\psi_3$  um valor menor, maior e igual a 0,0011, ou seja, serão simulados os valores para  $\psi_3$  iguais a 0,0006, 0,0011 e 0,0016. Como serão variados três valores para cada parâmetro de ajuste, tem-se 27 combinações diferentes, ou seja, 27 simulações, que demoraram 2 horas e 30 minutos para serem realizadas, e os valores do coeficiente  $R^2$  para cada uma destas simulações são apresentados na Tabela 5.2.

TABELA 5.2 - VALORES DE  $R^2$  PARA A SEGUNDA ETAPA DE SIMULAÇÕES.

		$\psi_3 = 0,0006$	$\psi_3 = 0,0011$	$\psi_3 = 0,0016$
$\psi_1 = 0,05$	$\psi_2 = 0,05$	-2,19246	-1,60065	-1,08050
	$\psi_2 = 0,10$	-2,18788	-1,59315	-1,07978
	$\psi_2 = 0,15$	-2,18544	-1,58498	-1,07772
$\psi_1 = 0,10$	$\psi_2 = 0,05$	-2,18540	-1,56427	-1,07501
	$\psi_2 = 0,10$	-2,18539	-1,55399	-1,07501
	$\psi_2 = 0,15$	-2,18538	-1,53643	-1,07501
$\psi_1 = 0,15$	$\psi_2 = 0,05$	-2,18535	-1,51793	-1,07500
	$\psi_2 = 0,10$	-2,18535	-1,50319	-1,07500
	$\psi_2 = 0,15$	-2,18535	-1,59597	-1,07500

Analisando o parâmetro  $\psi_3$  na Tabela 5.2, observa-se que os melhores valores calculados para o  $R^2$  são em  $\psi_3 = 0,0016$ . Também se pode observar na mesma tabela que quanto maiores os valores dos parâmetros de  $\psi_1$  e  $\psi_2$ , melhores são os valores do  $R^2$ .

Como os valores para o  $R^2$  das simulações ainda esta muito longe do valor um, aumenta-se ainda mais os valores de  $\psi_1$  e  $\psi_2$ , que recebem agora valores iguais a 1, 2, 3 e 4.

O parâmetro  $\psi_3$  recebe valores maiores e iguais a 0,0016, pois seguindo a tendência de aproximação do  $R^2$  para o número um conforme a Tabela 5.2, quanto mais próximo de 0,0016 está o valor de  $\psi_3$  maior é o valor de  $R^2$ , assim, para as próximas simulações  $\psi_3$  recebe os seguintes valores 0,0016, 0,00165, 0,0017 e 0,00175.

O tempo de simulação para as 64 combinações dos parâmetros de ajuste do modelo na Tabela 5.3 foi de 6 horas e 05 minutos, sendo que o melhor valor para o  $R^2$  encontrado é 0,27527 (célula em verde), este valor é encontrado novamente nos maiores valores dos parâmetros ( $\psi_1 = 4,0$ ,  $\psi_2 = 4,0$  e  $\psi_3 = 0,00175$ ), ou seja, a tendência para obter  $R^2$  melhores ainda continua em aumentar o valor dos parâmetros.

TABELA 5.3 - VALORES DE  $R^2$  PARA A TERCEIRA ETAPA DE SIMULAÇÕES.

		$\psi_3 = 0,0016$	$\psi_3 = 0,00165$	$\psi_3 = 0,0017$	$\psi_3 = 0,00175$
$\psi_1 = 1,0$	$\psi_2 = 1,0$	-0,76526	-0,75871	-0,75260	-0,70206
	$\psi_2 = 2,0$	-0,70990	-0,69181	-0,64687	-0,60442
	$\psi_2 = 3,0$	-0,62524	-0,61188	-0,57443	-0,50482
	$\psi_2 = 4,0$	-0,57575	-0,53615	-0,50374	-0,43794
$\psi_1 = 2,0$	$\psi_2 = 1,0$	-0,49192	-0,48816	-0,45523	-0,39982
	$\psi_2 = 2,0$	-0,46352	-0,44536	-0,42405	-0,33782
	$\psi_2 = 3,0$	-0,42573	-0,38302	-0,34160	-0,29025
	$\psi_2 = 4,0$	-0,36246	-0,32889	-0,29757	-0,24816
$\psi_1 = 3,0$	$\psi_2 = 1,0$	-0,27659	-0,25962	-0,23742	-0,19286
	$\psi_2 = 2,0$	-0,23088	-0,20204	-0,15471	-0,11506
	$\psi_2 = 3,0$	-0,18772	-0,14172	-0,09029	-0,00149
	$\psi_2 = 4,0$	-0,09782	-0,06326	0,00911	0,07218
$\psi_1 = 4,0$	$\psi_2 = 1,0$	-0,05701	-0,00513	0,06497	0,10610
	$\psi_2 = 2,0$	0,00485	0,02082	0,07931	0,15508
	$\psi_2 = 3,0$	0,06442	0,09846	0,16578	0,20720
	$\psi_2 = 4,0$	0,11563	0,13952	0,20205	0,27527

Para a quarta etapa de simulações na busca de um  $R^2$  próximo de um, utiliza-se  $\psi_1$  igual a 7, 8, 9, 10 e 11,  $\psi_2$  igual a 7, 8, 9, 10 e 11 e  $\psi_3$  igual a 0,0016, 0,0018, 0,0020 e 0,0022, conforme apresenta a Tabela 5.4.

O tempo de simulação para as 100 combinações dos parâmetros de ajuste do modelo referentes a Tabela 5.4 foi de 9 horas e 8 minutos. A célula pintada em verde apresenta um

coeficiente de  $R^2 = 0,98576$ , este valor é o melhor para todas as variações dos parâmetros  $\psi_1$ ,  $\psi_2$  e  $\psi_3$  apresentados na Tabela 5.4, sendo  $\psi_1 = 11$ ,  $\psi_2 = 8$  e  $\psi_3 = 0,0018$ .

TABELA 5.4 - VALORES DE  $R^2$  PARA A QUARTA ETAPA DE SIMULAÇÕES.

		$\psi_3 = 0,0016$	$\psi_3 = 0,0018$	$\psi_3 = 0,0020$	$\psi_3 = 0,0022$
$\Psi_1 = 7,0000$	$\Psi_2 = 7,0000$	0,76136	0,78390	0,85939	0,90406
	$\Psi_2 = 8,0000$	0,77437	0,80290	0,86583	0,92066
	$\Psi_2 = 9,0000$	0,78372	0,82134	0,88241	0,93337
	$\Psi_2 = 10,0000$	0,80520	0,83318	0,90672	0,94907
	$\Psi_2 = 11,0000$	0,82458	0,86507	0,92459	0,95480
$\Psi_1 = 8,0000$	$\Psi_2 = 7,0000$	0,82419	0,86495	0,92265	0,95406
	$\Psi_2 = 8,0000$	0,84686	0,89448	0,93860	0,96722
	$\Psi_2 = 9,0000$	0,89322	0,91326	0,95615	0,97556
	$\Psi_2 = 10,0000$	0,91761	0,93655	0,96692	0,97924
	$\Psi_2 = 11,0000$	0,93646	0,94962	0,97125	0,98193
$\Psi_1 = 9,0000$	$\Psi_2 = 7,0000$	0,93342	0,94958	0,97116	0,98177
	$\Psi_2 = 8,0000$	0,94283	0,95680	0,97468	0,98354
	$\Psi_2 = 9,0000$	0,95515	0,96361	0,98017	0,98483
	$\Psi_2 = 10,0000$	0,96339	0,97136	0,98220	0,98463
	$\Psi_2 = 11,0000$	0,96946	0,97520	0,98373	0,98364
$\Psi_1 = 10,0000$	$\Psi_2 = 7,0000$	0,96809	0,97463	0,98349	0,98372
	$\Psi_2 = 8,0000$	0,97409	0,97776	0,98518	0,98224
	$\Psi_2 = 9,0000$	0,97806	0,98040	0,98502	0,98095
	$\Psi_2 = 10,0000$	0,98015	0,98366	0,98487	0,97675
	$\Psi_2 = 11,0000$	0,98216	0,98514	0,98495	0,97130
$\Psi_1 = 11,0000$	$\Psi_2 = 7,0000$	0,98203	0,98509	0,98496	0,97154
	$\Psi_2 = 8,0000$	0,98351	0,98576	0,98340	0,96105
	$\Psi_2 = 9,0000$	0,98528	0,98524	0,98080	0,95480
	$\Psi_2 = 10,0000$	0,98541	0,98448	0,97395	0,94804
	$\Psi_2 = 11,0000$	0,98445	0,98353	0,96869	0,93338

A simulação com as melhores combinações dos parâmetros de ajuste do modelo para cada uma das Tabelas 5.1, 5.2, 5.3 e 5.4 podem ser observadas na Figura 5.2.

Os parâmetros de ajuste que geram o melhor  $R^2$  nas simulações não geram o  $R^2$  ótimo para o sistema em estudo. No entanto, os parâmetros de ajuste que determinam o  $R^2 = 0,98576$  são bons valores para serem usados nas próximas simulações.

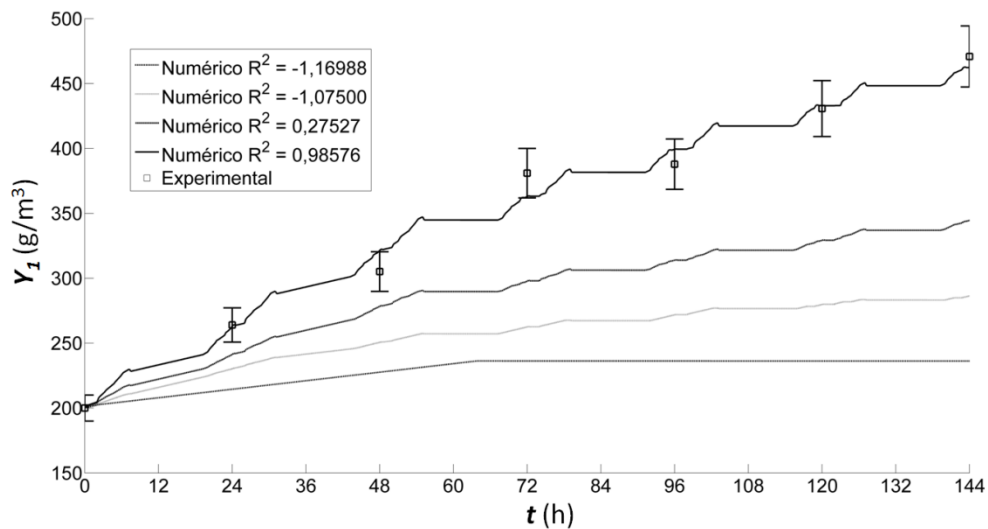


FIGURA 5.2 - CONCENTRAÇÃO DE MICROALGAS DURANTE 144 HORAS DE CULTIVO USANDO O MELHOR VALOR DE  $R^2$  DAS TABELAS 8 - 11.

## 5.2 - Validação do Modelo Matemático com Base em Experimentos

Para validar o modelo matemático comparam-se os resultados de cada simulação numérica com os resultados dos três experimentos comentados no item 4.2. A primeira simulação que tem como condição inicial, geométrica e de operação, as mesmas condições do experimento realizado no protótipo do FBR já foi realizada no item 5.1 para encontrar os parâmetros de ajuste do modelo. Os gráficos que mostram os resultados numéricos com base no melhor  $R^2$  para esta primeira simulação são apresentados nas Figuras 5.3-5.8 e nas Figuras 5.10-5.12. É importante salientar que o elemento de volume dos resultados numéricos é referente ao local de coleta.

Na Figura 5.3 observa-se que os resultados numéricos de concentração de microalga durante as 144 horas de simulação. Como visto na item 5.2 o coeficiente de eficiência de  $R^2$  entre os dados numéricos e os experimentais é de 0,98576. O  $R^2$  somente não foi melhor pelo fato da curva numérica não passar por dentro de duas barras de confiabilidade dos dados experimentais.

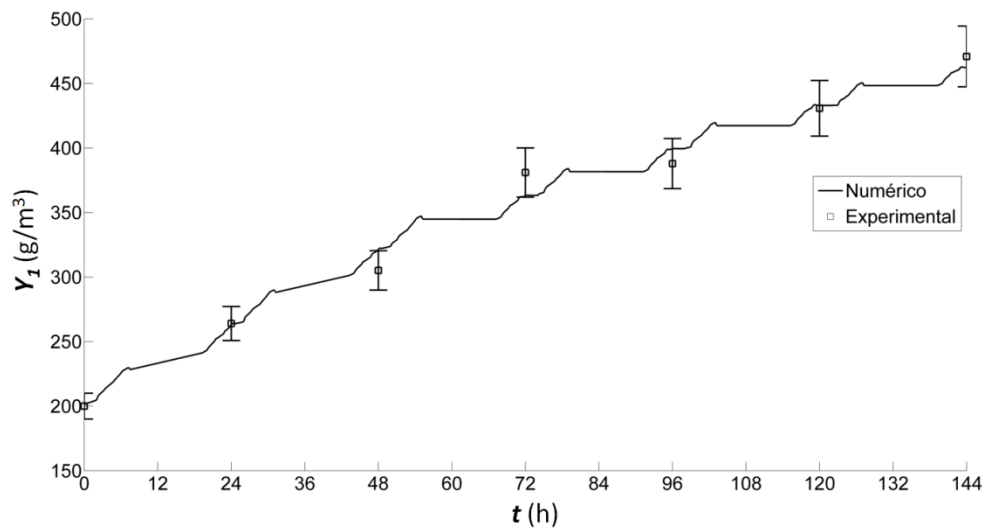


FIGURA 5.3 - COMPARAÇÃO ENTRE A CONCENTRAÇÃO CALCULADA E A EXPERIMENTAL NO PROTÓTIPO DO FBR COM  $R^2 = 0,98576$ .

O resultado simulado de concentração de  $\text{CO}_2$  pelas microalgas durante o período de simulação é mostrado na Figura 5.4. No período da noite a concentração de  $\text{CO}_2$  se mantém estável, pois uma das condições imposta pelo modelo matemático é que o consumo de  $\text{CO}_2$  pela microalga depende da existência de radiação solar.

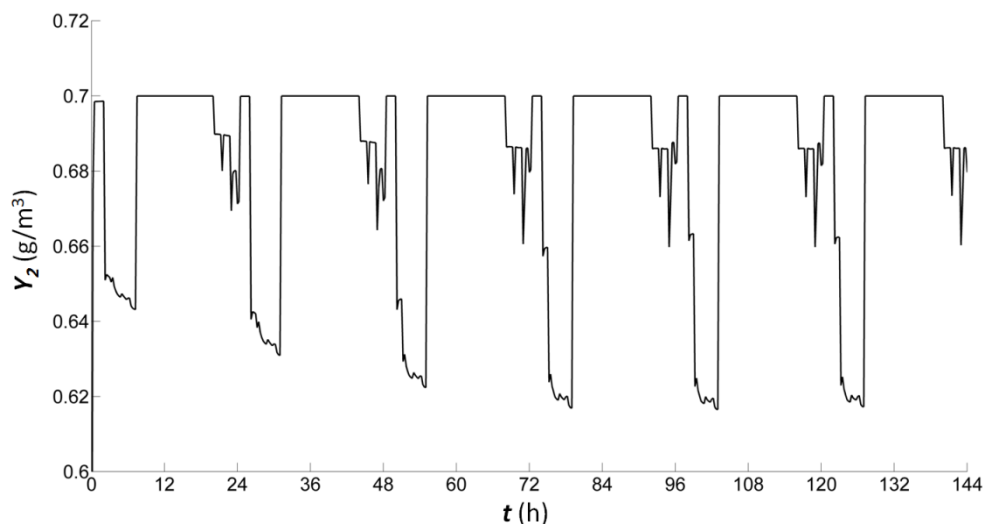


FIGURA 5.4 - RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE  $\text{CO}_2$  NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO PROTÓTIPO DO FBR.

Durante o processo de fotossíntese a microalga consome o  $\text{CO}_2$  e produz  $\text{O}_2$ . A concentração de  $\text{O}_2$  é muito importante como indicador, pois se a concentração de  $\text{O}_2$  ultrapassar 4 vezes do valor correspondente à concentração de  $\text{O}_2$  em água em equilíbrio com ar numa pressão de 1 atm poderá ocorrer inibição no crescimento das microalgas. A

concentração numérica de  $O_2$  no meio de cultivo pode ser observada na Figura 5.5, onde tem pequenas variações mantendo-se praticamente estável e não inibindo o crescimento microalgal. Estas pequenas variações ocorrem por que com apenas seis tubos que compõem cada coluna do protótipo do FBR, não existe potencial suficiente para a microalga gerar grandes acúmulos de  $O_2$ , uma vez que ao final de cada coluna é liberado o excesso de  $O_2$ .

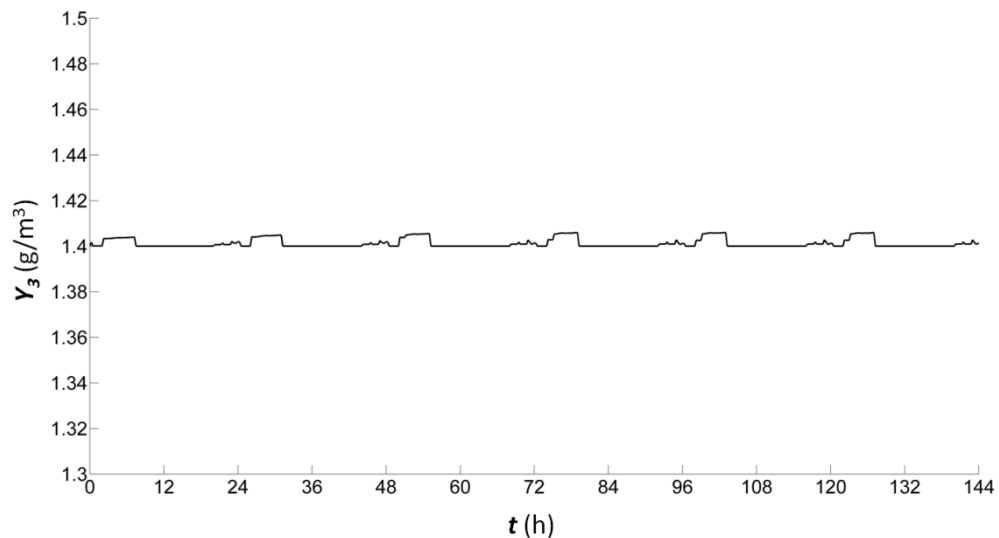


FIGURA 5.5 - RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE  $O_2$  NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO PROTÓTIPO DO FBR.

Ao aproximar o gráfico da Figura 5.5 observam-se melhor as pequenas variações no comportamento da concentração de  $O_2$  (Figura 5.6).

Conforme o tempo de simulação passa, a concentração de microalga aumenta e, consequentemente, a concentração de  $O_2$  também irá aumentar, pois existem mais microalgas produzindo o  $O_2$ . Durante a noite a concentração de  $O_2$  se mantém estável, pois um dos requisitos impostos pelo modelo matemático foi que para produzir  $O_2$  a microalga deve estar consumindo  $CO_2$  e isso só ocorre em presença da radiação solar.

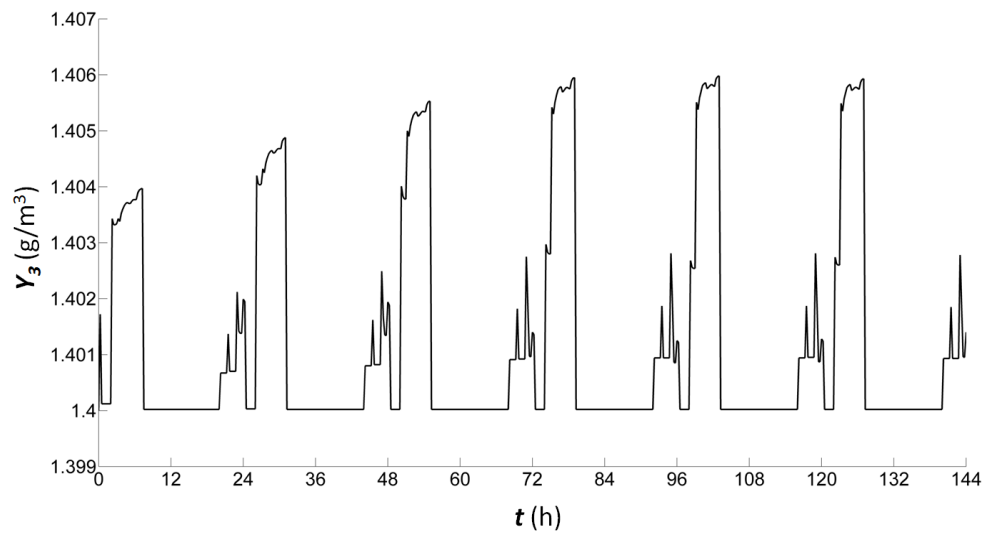


FIGURA 5.6 - RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE  $O_2$  NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO PROTÓTIPO DO FBR.

A concentração simulada dos nutrientes no meio de cultivo pode ser observada na Figura 5.7. Caso não haja reposição de nutrientes a concentração irá tender a zero.

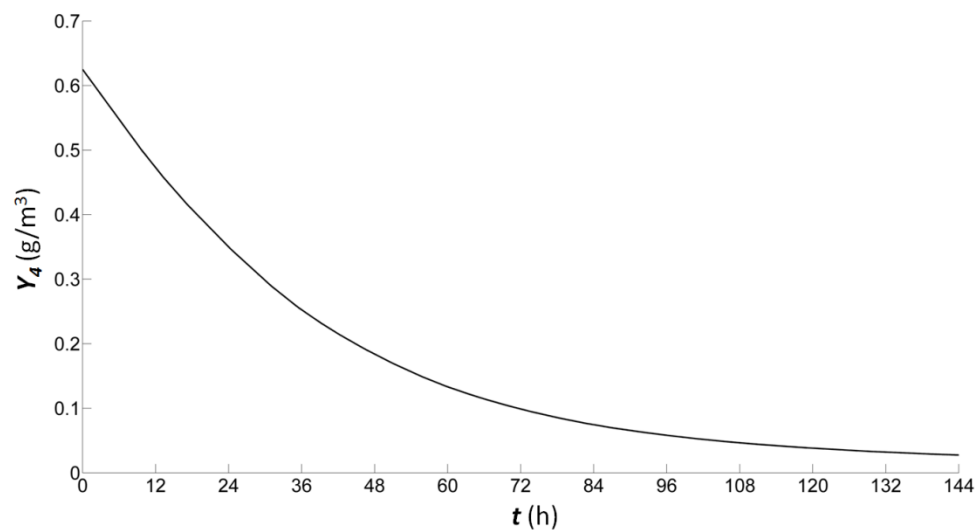


FIGURA 5.7 - RESULTADO NUMÉRICO DO CONSUMO DE NUTRIENTES PELAS MICROALGAS DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO PROTÓTIPO DO FBR.

A Figura 5.8 e Figura 5.9 mostram respectivamente os resultados numéricos da radiação solar e os resultados recebidos pelo sensor de radiação solar durante o período do experimento.

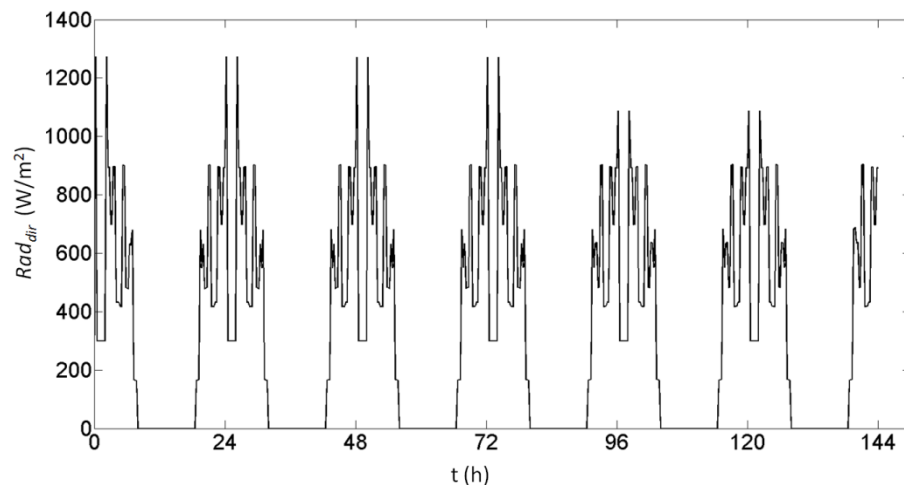


FIGURA 5.8 - DADOS SIMULADOS DA RADIAÇÃO SOLAR.

Pode-se observar que existe uma diferença entre os dois resultados. Esta diferença é causada porque no modelo matemático assume-se que  $neb = 0$ , ou seja, não existe nebulosidade durante a simulação, e na coleta de dados de radiação durante o experimento, existem momentos que o céu está coberto por nuvens, causando assim uma variação da radiação solar durante os dias de cultivo.

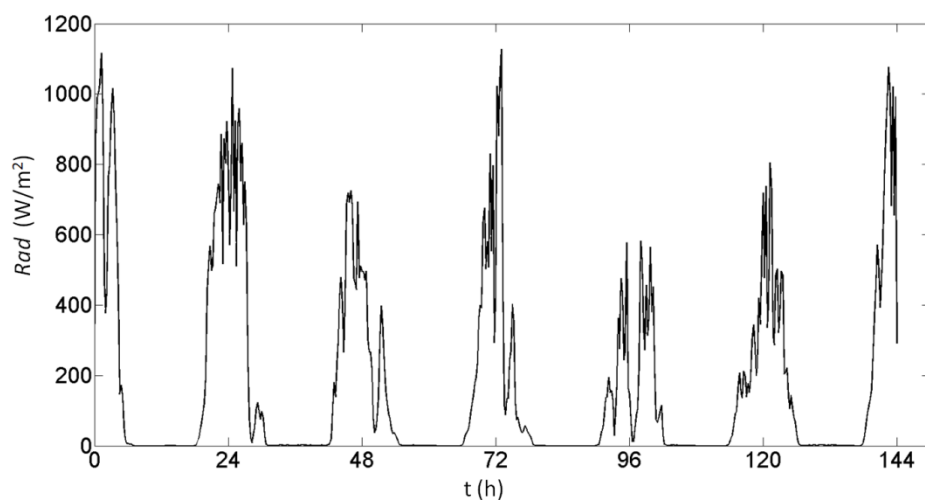


FIGURA 5.9 - DADOS RECEBIDOS PELO SENSOR DE RADIAÇÃO SOLAR.

Outro dado importante para a análise é a temperatura no fluido e a temperatura da parede de cada tubo. Sabe-se que a temperatura influencia diretamente no crescimento das microalgas, e ter um sistema que mantém a temperatura do cultivo (fluido) na faixa ideal para o crescimento microalgal é importante. Os resultados computacionais de temperatura no fluido e na parede dos tubos transparentes podem ser vistos respectivamente nos gráficos das Figuras 5.10 e Figura 5.11.



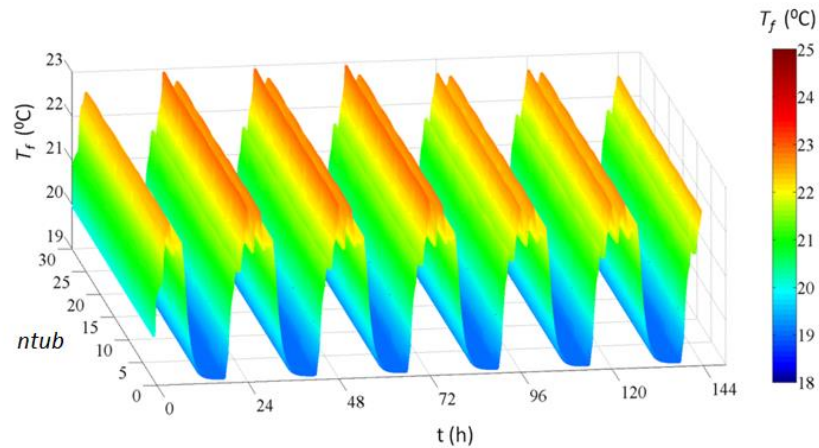


FIGURA 5.10 - TEMPERATURA SIMULADA PARA O FLUÍDO EM CADA TUBO DO PROTÓTIPO DO FBR.

A Figura 5.10 representa os dados de simulação da temperatura do fluido, e a Figura 5.11 representa os dados de simulação da temperatura nas paredes dos tubos.

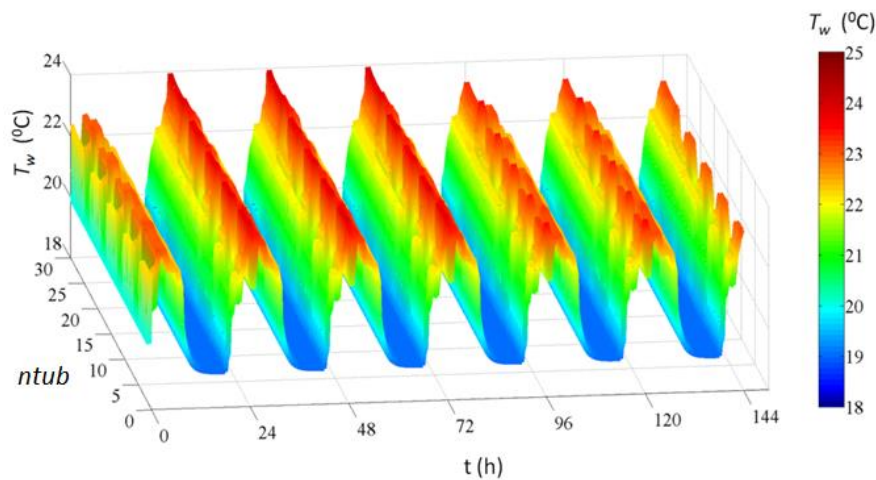


FIGURA 5.11 - TEMPERATURA SIMULADA PARA A PAREDE EM CADA TUBO DO PROTÓTIPO DO FBR.

Para facilitar a visualização utiliza-se o gerador de malha de FBR desenvolvido pelo NPDEAS. Assim, gera-se a malha para o protótipo do FBR (Figura 5.12), e os resultados simulados podem ser visualizados melhor.

Observa-se que os tubos internos têm temperaturas inferiores aos tubos externos do FBR, efeito este que auxilia a não superaquecer o sistema. Isto ocorre, pois quando o fluido chega no final de cada coluna de tubo, ele se junta com o fluido dos outros ramais buscando assim o equilíbrio térmico.

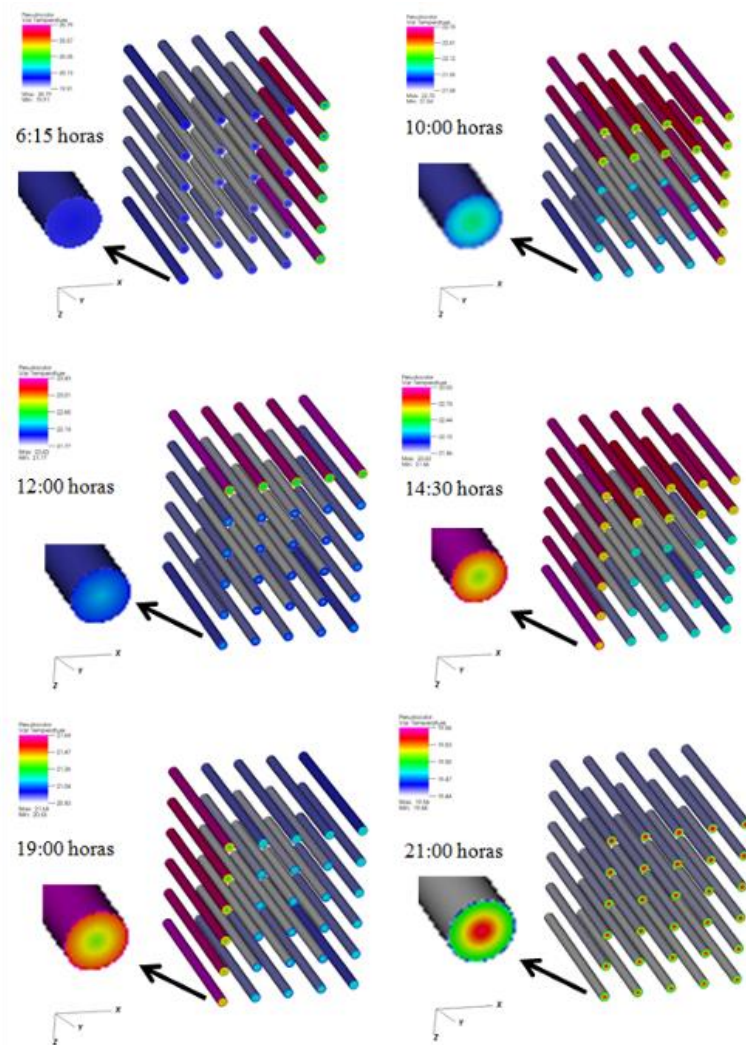


FIGURA 5.12 - RESULTADO 3D PELO APLICATIVO VISIT (2008) DA TEMPERATURA NA PAREDE DOS TUBOS E NO FLUIDO (DENTRO DOS TUBOS) PARA AS 6H15MIN, 10H, 12H, 14H30MIN, 19H E 21H DO PRIMEIRO DIA DE SIMULAÇÃO COMPUTACIONAL.

Para a segunda simulação utilizam-se novamente os parâmetros de ajuste encontrados nas simulações do item 5.1 ( $\psi_1 = 11$ ,  $\psi_2 = 8$  e  $\psi_3 = 0,0018$ ). Nesta simulação utiliza-se como condições iniciais, geométricas e de operação (ANEXO I e ANEXO III) as mesmas utilizadas no segundo experimento (visto no item 4.2) referente a um cultivo de microalgas no FBR Coluna *Air-Lifit*, sendo que uma das condições de operação é realizar diluição de 20% do volume total de biomassa no instante de 96 horas de cultivo. O resultado numérico e experimental da concentração de microalgas durante as 192 horas de cultivo é apresentado na Figura 5.13.

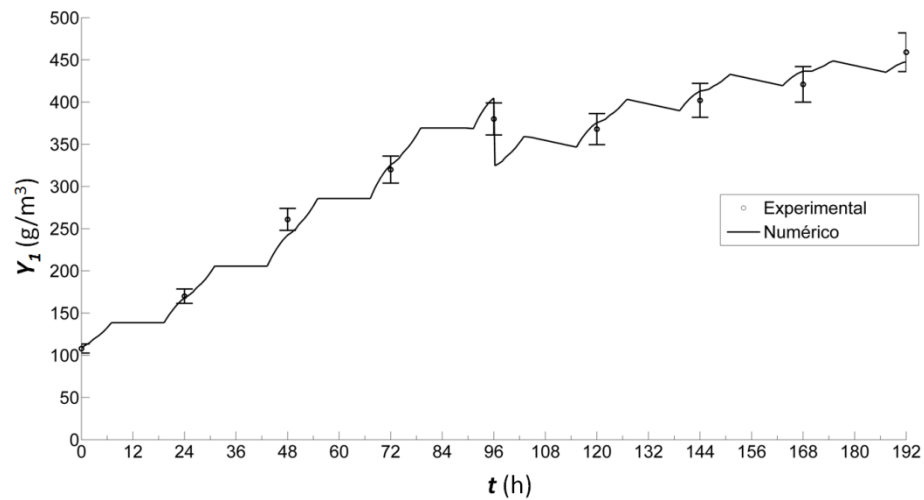


FIGURA 5.13 - COMPARAÇÃO ENTRE A CONCENTRAÇÃO NUMÉRICA COM A EXPERIMENTAL NO FBR COLUNA *AIR-LIFT* COM  $R^2 = 0,9862$ .

Observa-se que os resultados simulado de concentração de microalgas têm o mesmo comportamento que os resultados experimentais, obtendo um valor próximo de um para o  $R^2$ , valor este igual a 0,9862.

A concentração simulada de  $\text{CO}_2$  no meio de cultivo é apresentada na Figura 5.14 e observa-se que existem pequenas variações no consumo de  $\text{CO}_2$ .

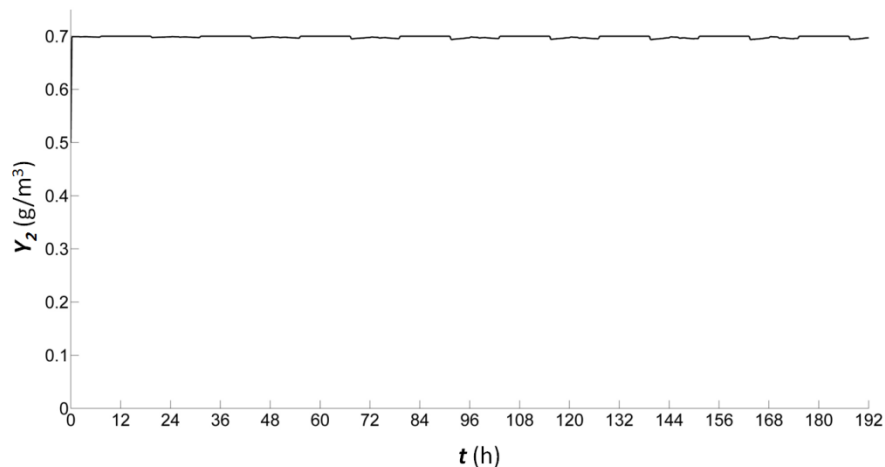


FIGURA 5.14 - RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE  $\text{CO}_2$  NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO FBR COLUNA *AIR-LIFT*.

Estas variações são pequenas, pois no FBR coluna *Air-Lift* existe apenas dois tubos, sendo que em um deles é inserido durante 24 horas ar ambiente. Desta forma, a quantidade de microalgas cultivadas neste FBR não tem potencial para consumir rapidamente o  $\text{CO}_2$  existente nos tubos.

Na Figura 5.15 realiza-se uma aproximação no eixo das ordenadas, assim observam-se melhor as pequenas variações nos resultados numéricos de concentração do  $\text{CO}_2$  no meio de cultivo.

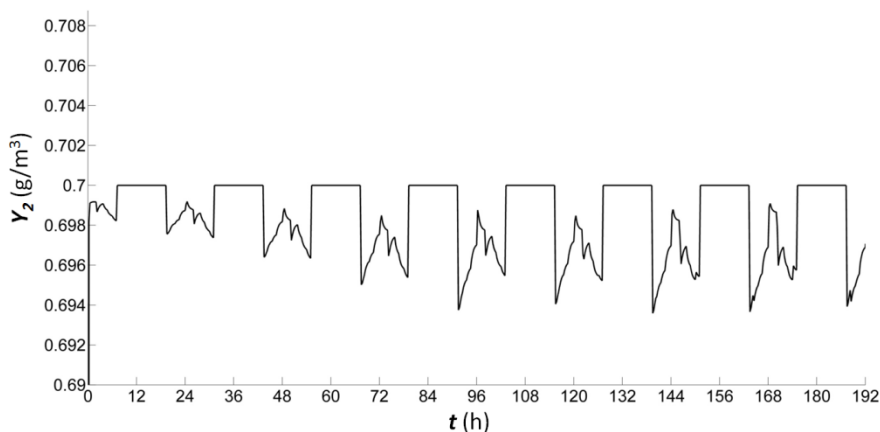


FIGURA 5.15 - RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE  $\text{CO}_2$  NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO FBR COLUNA *AIR-LIFIT*.

Através dos resultados numéricos da concentração de  $\text{O}_2$  gerado pelas microalgas ao longo do tempo, pode ser observado na Figura 5.16 que a quantidade de  $\text{O}_2$  que acumula nos tubos é muito pequena, pois no topo de um dos dois tubos deste fotobiorreator existe saída para o excesso de  $\text{O}_2$ .

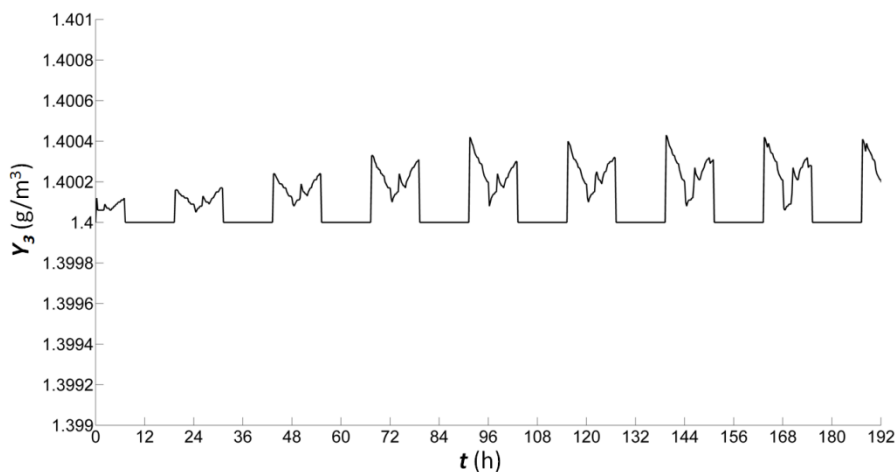


FIGURA 5.16 - RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE  $\text{O}_2$  NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO FBR COLUNA *AIR-LIFIT*.

O gráfico da concentração dos nutrientes no meio de cultivo pode ser observado na Figura 5.17.

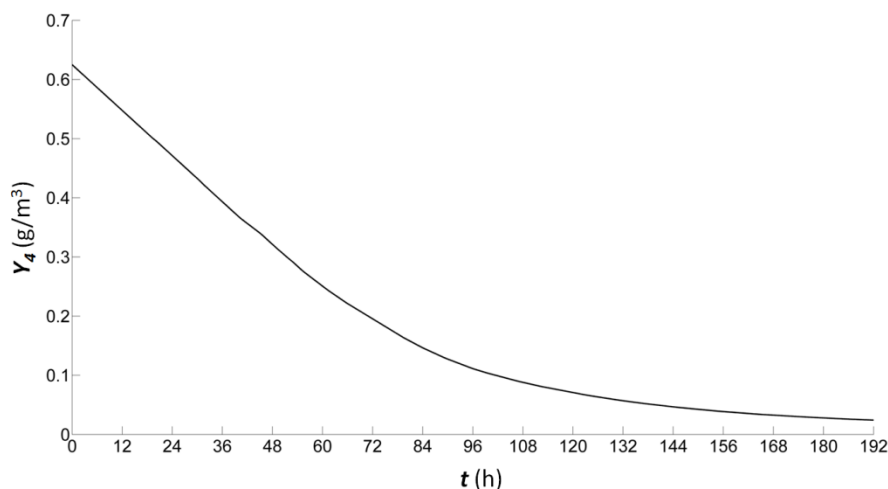


FIGURA 5.17 - RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE NUTRIENTES NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO FBR COLUNA *AIR-LIFIT*.

A terceira simulação refere-se a um experimento de 24 dias no Fotobiorreator Tubular Compacto referente ao terceiro experimento comentado no item 4.2. A simulação usará as mesmas condições iniciais, geométricas (ANEXO I e ANEXO IV) e operacionais. Uma das operações é que o cultivo inicia-se com 4 colunas em atividade e após 16 dias são adicionada outras 4 colunas, acarretando em uma diluição da biomassa em 50% de sua concentração. É importante salientar que o elemento de volume dos resultados numéricos apresentados nas Figuras 5.18-5.23 é referente ao local de coleta. O gráfico dos resultados numéricos com os resultados experimentais é mostrado na Figura 5.18.

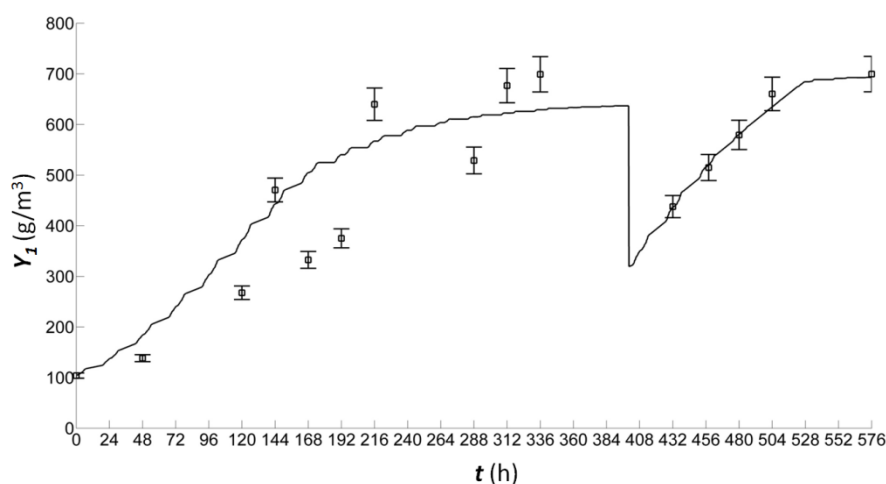


FIGURA 5.18 - COMPARAÇÃO ENTRE A CONCENTRAÇÃO NUMÉRICA COM A EXPERIMENTAL NO FBR TUBULAR COMPACTO COM  $R^2 = 0,82969$ .



Pode-se observar que existem grandes oscilações nos primeiros resultados experimentais antes da abertura das outras quatro colunas de tubos e desta forma nenhum dos resultados numéricos ficam dentro do intervalo de confiança dos resultados experimentais. No entanto, os resultados numéricos seguem o perfil dos resultados experimentais obtendo um  $R^2 = 0.82969$ .

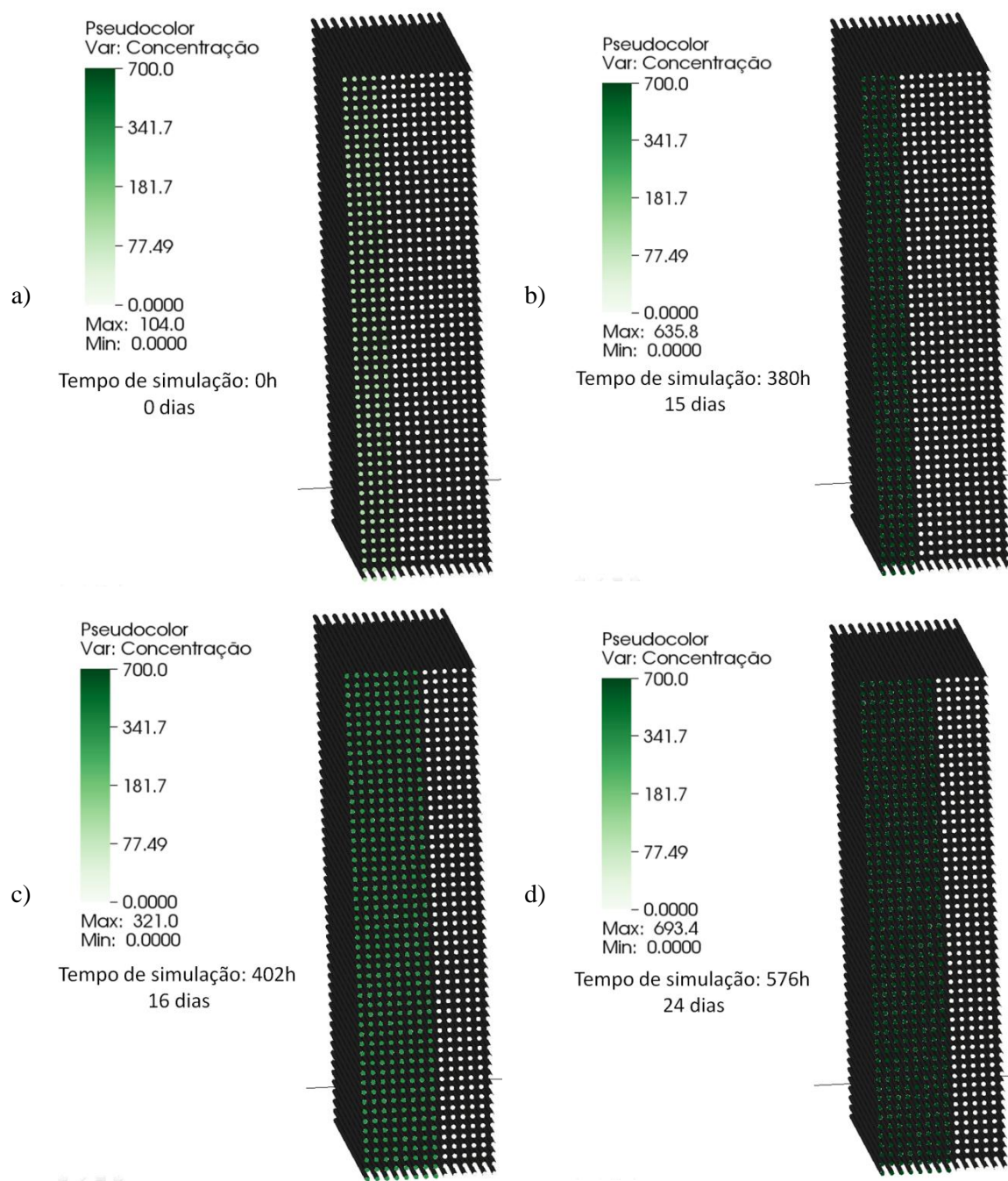


FIGURA 5.19 - CONCENTRAÇÕES CALCADAS DE MICROALGAS NO FBR TUBULAR COMPACTO COM VISUALIZAÇÃO DA GEOMETRIA DOS TUBOS TRANSPARENTES.

Tem-se na Figura 5.19 quatro resultados numéricos de concentração de microalgas utilizando a malha que mostra a geometria dos tubos transparentes do FBR Tubular Compacto. Na Figura 5.19.a é o início da simulação onde a concentração está em  $104 \text{ g/m}^3$ , já na Figura 5.19.b ocorreram 380 horas de simulação, onde a concentração máxima de microalgas já alcança  $635,8 \text{ g/m}^3$ . A Figura 5.19.c apresenta o momento que é aberto a quinta, sexta, sétima e oitava colunas e tubos, é fácil observar na Figura 5.19.c que a concentração de microalgas é diluída. O resultado para a concentração numérica de microalgas para esta simulação é apresentado na Figura 5.19.d.

Os resultados numéricos da concentração de  $\text{CO}_2$  no EV de coleta estão na Figura 5.20. O  $\text{CO}_2$  é consumido pelas microalgas durante o dia, no período da noite o  $\text{CO}_2$  é mantido constante, pois além de não existir o consumo é inserido ar ambiente pela coluna de gaseificação. Observa-se que no período de 144 horas de simulação é onde ocorre o maior pico de consumo de  $\text{CO}_2$  e logo após este consumo começa a diminuir até que sejam abertos os outros quatro ramais de tubos.

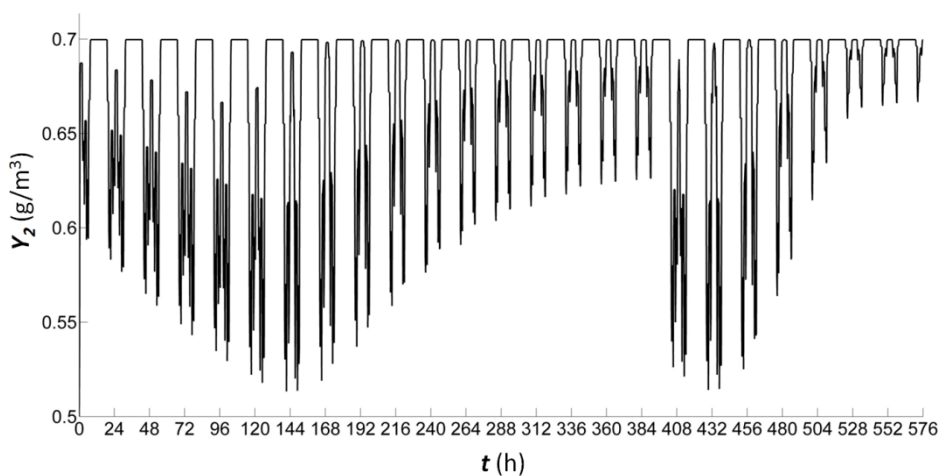


FIGURA 5.20 - RESULTADO NUMÉRICO DA CONCENTRAÇÃO DE  $\text{CO}_2$  NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO FBR TUBULAR COMPACTO.

Uma das variáveis externas do modelo matemático é a radiação solar no meio de cultivo, e o consumo de  $\text{CO}_2$  está em função da radiação solar. se a radiação diminuir, o consumo de  $\text{CO}_2$  também diminuirá.

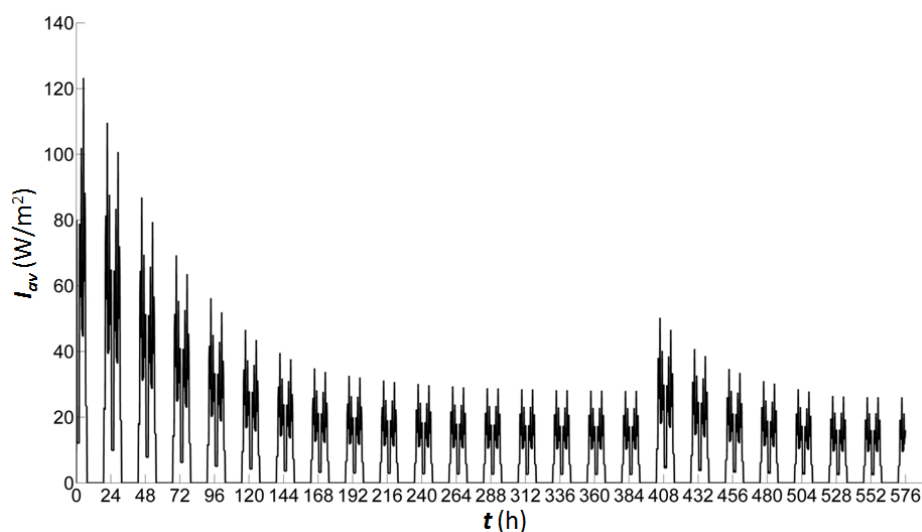


FIGURA 5.21 -  $I_{av}$  NO FBR TUBULAR COMPACTO.

Com o aumento da concentração de microalgas pode ocorrer aumento do consumo de  $\text{CO}_2$  e ao mesmo tempo pode diminuir a produção de  $\text{O}_2$ , pois maiores quantidades de microalgas consomem maiores quantidades de  $\text{CO}_2$  e ao mesmo tempo diminuem a radiação solar média no fluido causado pelo grande número de concentração celular.

Através da Figura 5.18, Figura 5.20 e Figura 5.21 tem-se a seguinte conclusão: quanto maior a quantidade de tubos de uma coluna, maior será o acumulo de  $\text{O}_2$  no EV de coleta, o qual fica logo após os últimos tubos de cada coluna. Nesta simulação obtem-se valores muito altos para o  $\text{O}_2$  dissolvido no meio de cultivo (conforme Figura 5.22), com quase quatro vezes o seu valor devolvido em temperatura ambiente a 1 atm.

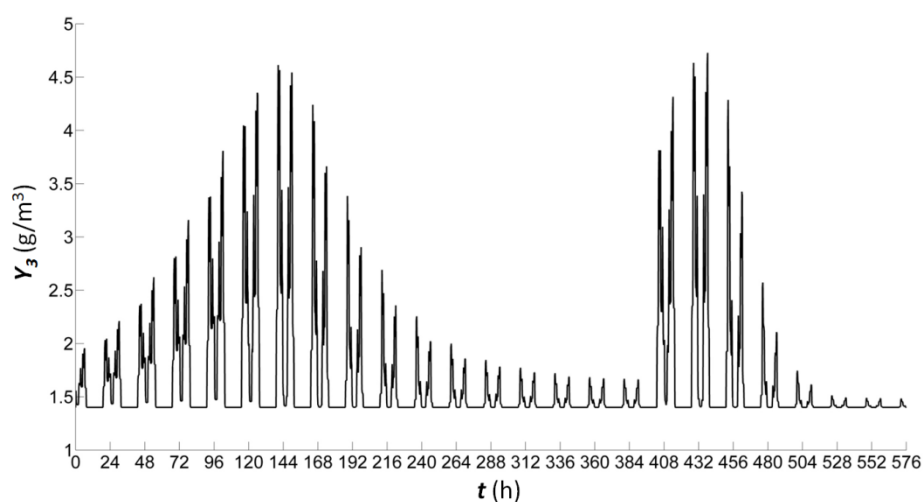


FIGURA 5.22 - CONCENTRAÇÃO DE  $\text{O}_2$  NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO FBR TUBULAR COMPACTO.



A Figura 5.23 mostra a concentração de nutrientes no meio de cultivo para o EV de coleta. É fácil observar que no momento que os quatro novos ramais de tubos são abertos, a concentração de nutrientes contida nestes 4 ramais é diluída para os novos 4 ramais que foram abertos no FBR Tubular Compacto.

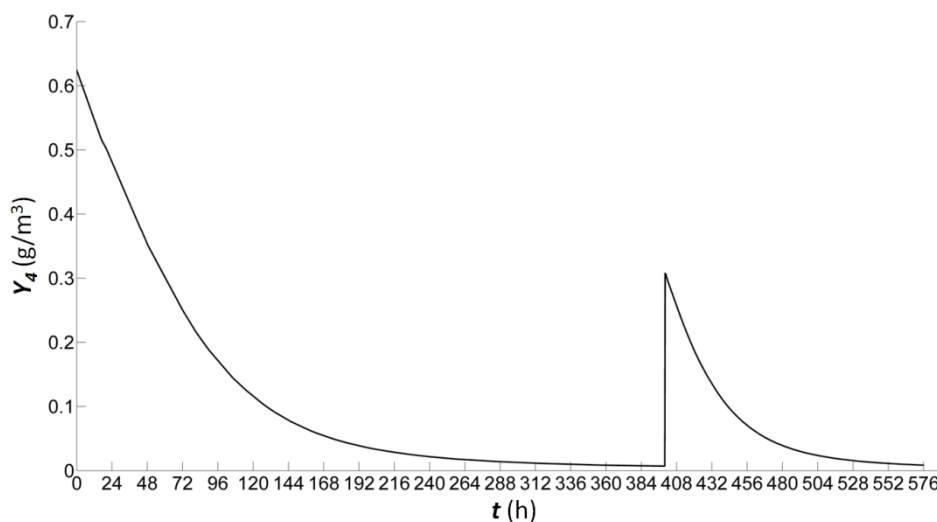


FIGURA 5.23 - CONCENTRAÇÃO DE NUTRIENTES NO MEIO DE CULTIVO DURANTE O PERÍODO DE SIMULAÇÃO DO FBR TUBULAR COMPACTO.

### 5.3 - Estimativa do Consumo de CO<sub>2</sub> e de Produção de Biodiesel de Microalgas

É realizada uma simulação computacional para o FBR Tubular Compacto com início no dia 01 de novembro de 2014 às 8 horas e fim no dia 30 de novembro de 2014 às 8 horas. A concentração inicial foi de 150 g/m<sup>3</sup> de microalgas, as condições geométricas são as mesmas do FBR Tubular compacto (ANEXO I e ANEXO V) e como condição de operação tem-se que durante os primeiros dez dias as microalgas serão cultivadas apenas nas 4 primeiras colunas de tubos, sendo que no dia 11 de novembro às 8 horas são abertos mais 4 ramais e cultivadas por mais dez dias e para finalizar no dia 21 de novembro são abertos os últimos 6 ramais do FBR, agora com o total de ramais do FBR aberto (14 ramais) que cultivará as microalgas durante mais nove dias.

É apresentado na Figura 5.24 o comportamento da concentração de microalgas durante todo o período de cultivo simulado (696 horas de cultivo).

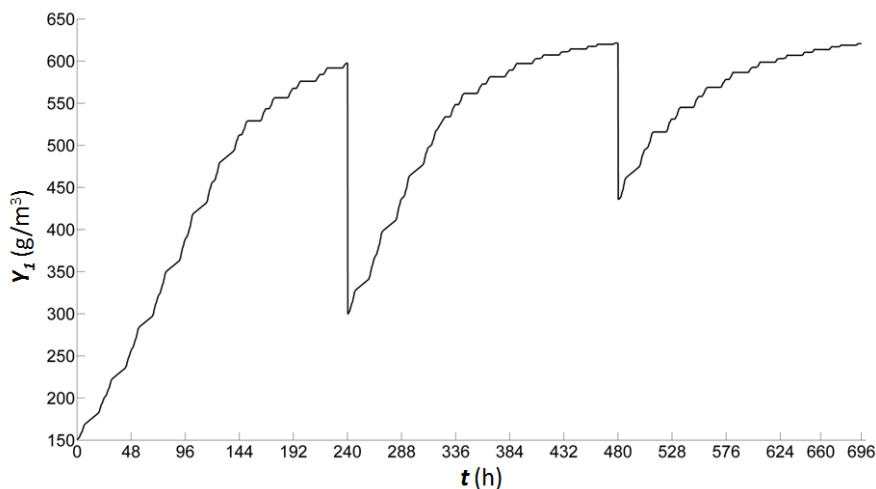


FIGURA 5.24 - COMPORTAMENTO DA CONCENTRAÇÃO DE MICROALGAS DURANTE AS 696 HORAS DE CULTIVO SIMULADO.

O maior valor de concentração com as quatro colunas do FBR Tubular Compacto em funcionamento é de  $597,7 \text{ g/m}^3$ , com 8 colunas em funcionamento é de  $621,4 \text{ g/m}^3$  e com 14 colunas (total de colunas) é de  $620,7 \text{ g/m}^3$ .

Na Figura 5.25 é possível observar a concentração de nutrientes no meio de cultivo.

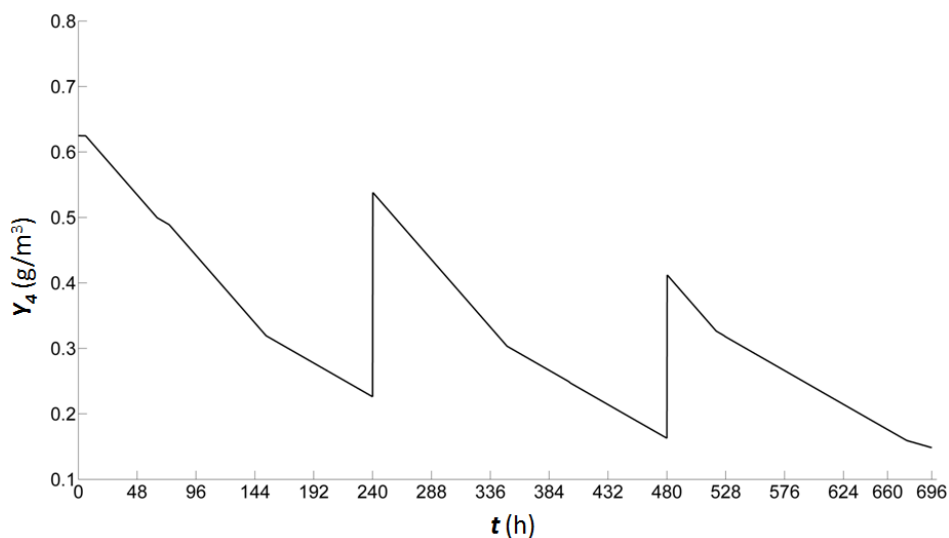


FIGURA 5.25 - COMPORTAMENTO DA CONCENTRAÇÃO DE NUTRIENTES DURANTE AS 696 HORAS DE CULTIVO SIMULADO.

No instante de 240 horas de simulação são abertos mais 4 ramais de tubos. Antes de abrir os ramais a concentração de nutrientes está em  $0,2261 \text{ g/m}^3$ , após abrir os quatro ramais a concentração de nutrientes contidas nestes ramais se mistura aos demais e a concentração

fica em  $0,5381 \text{ g/m}^3$ . No instante de 480 horas de simulação abrem-se os ramais que faltam para completar o FBR Tubular Compacto (6 ramais). Antes de abrir os ramais a concentração de nutriente esta em  $0,1628 \text{ g/m}^3$ , após abrir os quatro ramais a concentração de nutrientes contidas nestes ramais se mistura aos demais e a concentração fica em  $0,4122 \text{ g/m}^3$ .

O gráfico da Figura 5.26 mostra a concentração de  $\text{O}_2$  no meio de cultivo.

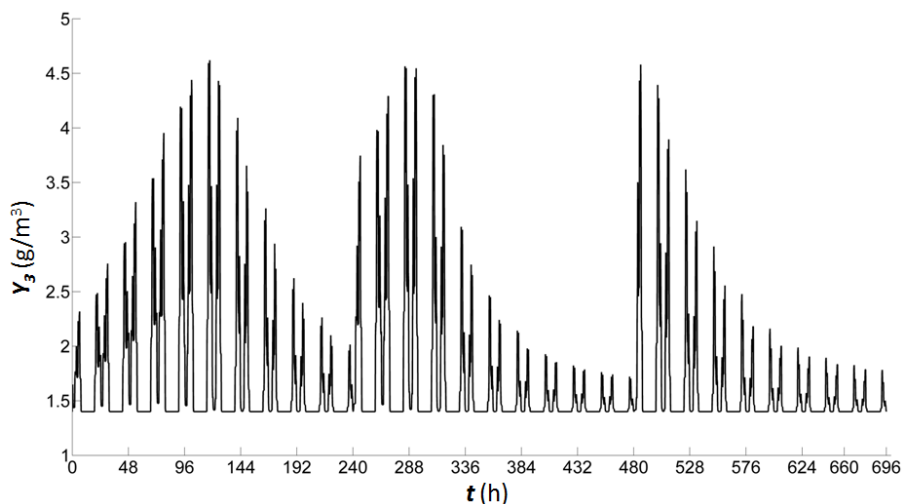


FIGURA 5.26 - COMPORTAMENTO DA CONCENTRAÇÃO DE  $\text{O}_2$  DURANTE AS 696 HORAS DE CULTIVO SIMULADO.

A concentração de  $\text{O}_2$  apresenta três picos nos instantes 117 horas e 30 minutos, 284 horas e 30 minutos e 486 horas e suas concentrações são respectivamente  $4,62 \text{ g/m}^3$ ,  $4,565 \text{ g/m}^3$  e  $4,581 \text{ g/m}^3$ . A concentração de  $\text{O}_2$  no meio de cultivo alcança os três picos nos momentos de maior consumo de  $\text{CO}_2$  (Figura 5.27) e quando a radiação solar média no fluido está nos seus valores mais altos.

Observa-se na Figura 5.27 que os maiores consumos de  $\text{CO}_2$  estão no mesmo instante das maiores concentrações de  $\text{O}_2$ . A concentração de  $\text{CO}_2$  no meio de cultivo para um instante do tempo de simulação pode ser observado na Figura 5.28, neste momento a radiação solar esta incidindo do lado esquerdo do FBR, desta forma o consumo de  $\text{CO}_2$  nos 3 primeiros tubos é maior que no restante dos tubos.

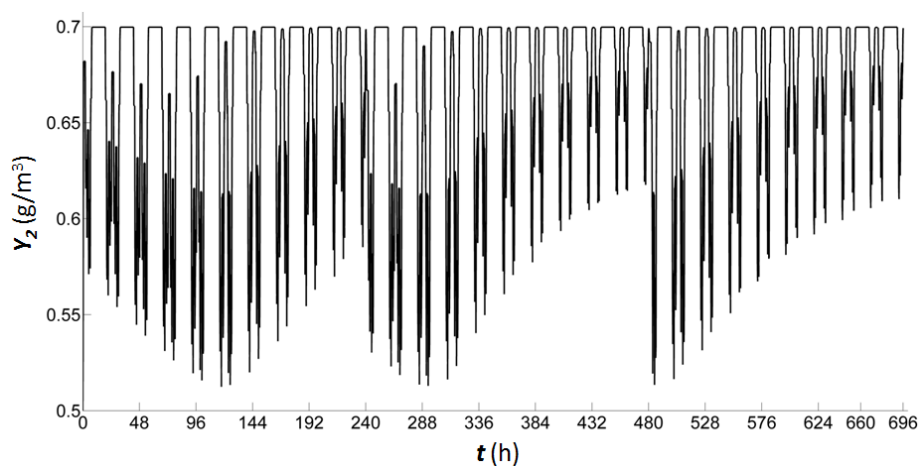


FIGURA 5.27 - COMPORTAMENTO DA CONCENTRAÇÃO DE CO<sub>2</sub> NO MEIO DE CULTIVO DURANTE AS 696 HORAS DE CULTIVO SIMULADO.

Var: Concentração

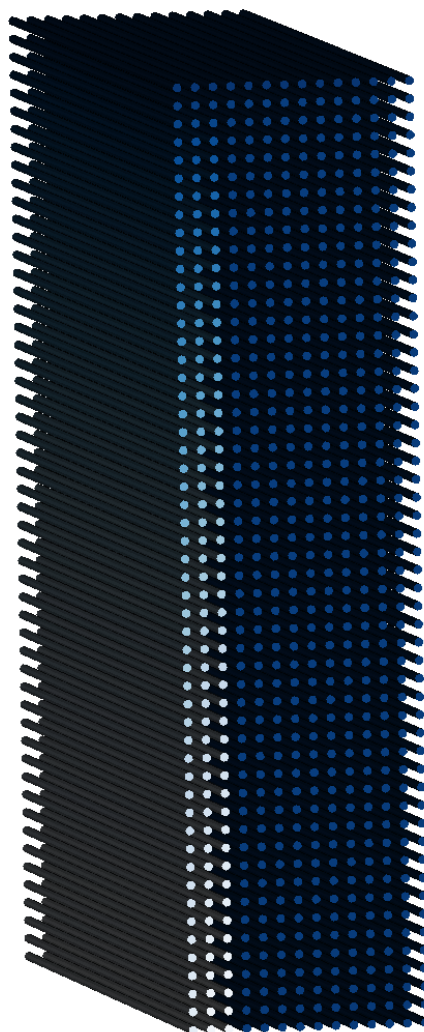
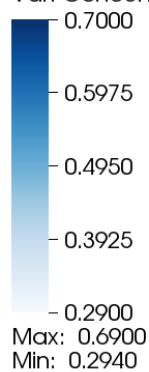


FIGURA 5.28 - CONCENTRAÇÃO DE CO<sub>2</sub> PARA CADA TUBO DO FBR TUBULAR COMPACTO NO MOMENTO DE 622 HORAS DE SIMULAÇÃO.

No último dia de simulação é consumido 0,4324 kg de CO<sub>2</sub> e se em todos os meses fosse realizado um cultivo igual a este, o consumo anual de CO<sub>2</sub> poderia chegar em 5,2 kg por ano para cada fotobiorreator.

Para calcular quanto de CO<sub>2</sub> esta simulação teve de consumo durante os 29 dias deve-se somar o consumo instantâneo de CO<sub>2</sub> em todos os EV. Na Figura 5.29 tem-se o comportamento da quantidade CO<sub>2</sub> consumido no tempo.

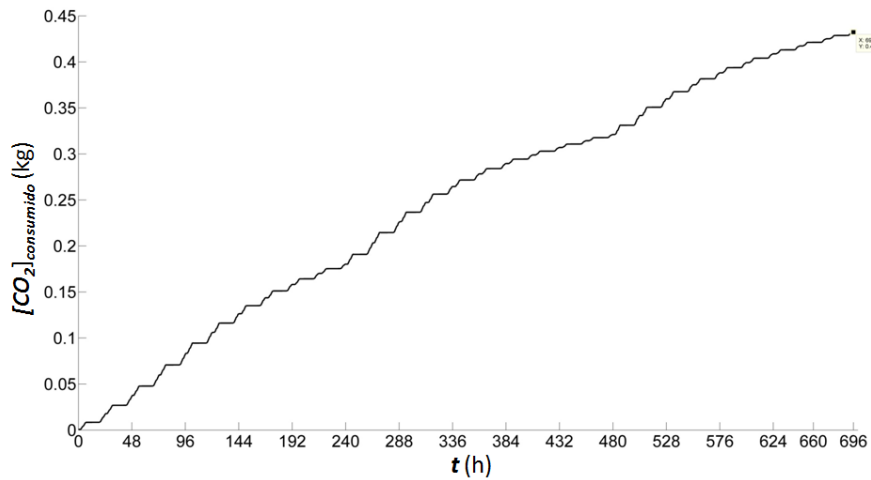


FIGURA 5.29 - QUANTIDADE DE CO<sub>2</sub> CONSUMIDO NO TEMPO.

A equação para estimar a produção de óleo de microalgas é dada pela Eq.(5.3), que considera apenas a biomassa que é produzida, ou seja, a diferença entre a concentração instantânea e a concentração inicial. Também é considerado o tempo de cultivo e mais um dia, que é referente ao tempo para limpar e inocular novamente o FBR. Assim na Figura 5.30 pode-se observar o gráfico da quantidade de biomassa microalgal produzida por m<sup>2</sup> durante um ano. A produção máxima para esta simulação é no momento de 126,25 horas de cultivo simulado (5 dias 6 horas e 15 minutos), obtendo uma produção de 9,216 kg/(m<sup>2</sup>.ano).

$$P = \frac{(Y_{1,t_h} - Y_{1,0})}{1000} \frac{V}{A_{construida}} \frac{360}{\frac{t_h}{24} + 1} \quad (5.3)$$

onde  $P$  é a produção de biomassa microalgal (kg/(m<sup>2</sup>.ano)),  $t_h$  é o tempo de cultivo (horas),  $V$  é o volume de biomassa (m<sup>3</sup>),  $Y_{1,0}$  é a concentração inicial (g/m<sup>3</sup>) e  $Y_{1,t_h}$  é a concentração no tempo  $t_h$  (g/m<sup>3</sup>).

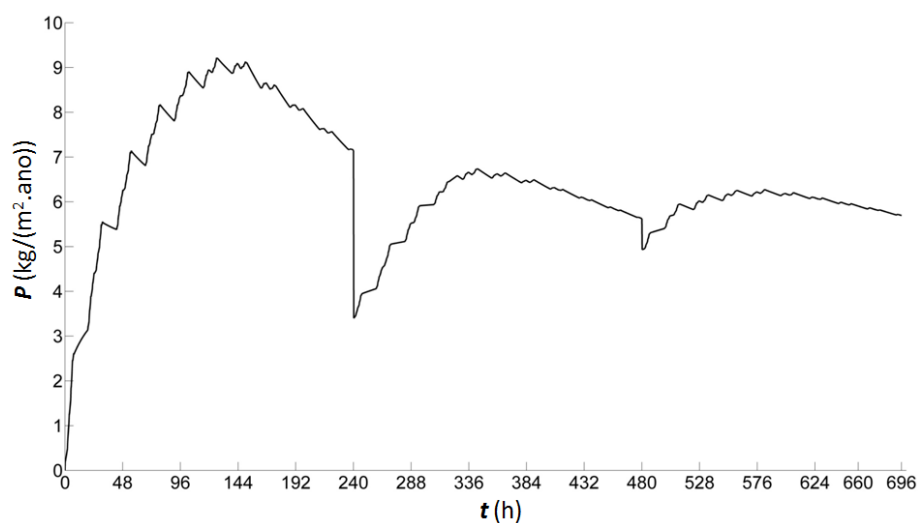


FIGURA 5.30 - PRODUTIVIDADE DE MICROALGAS NO TEMPO.

Segundo Demirbas (2011) para cada 1 kg de biomassa microalgal obtém-se aproximadamente de 15% até 70% de litro de óleo de microalgas. Com a microalga do gênero *Scenedesmus* sp, utilizadas nos experimentos do NPDEAS, tem-se conseguido aproximadamente 15% de litro de óleo de microalgas para cada 1 kg de biomassa microalgal, assim estima-se que a produção de óleo de microalgas para esta simulação é de 1,38 L/(m<sup>2</sup>.ano).

Na Tabela 5.5 comparam-se produtividades de óleo de palma, soja, microalgas retiradas de Chist (2007) e desta última simulação no FBR Tubular Compacto do NPDEAS.

TABELA 5.5 - DADOS DE PRODUTIVIDADE DE ÓLEO DE MICROALGA.

Cultivo	Óleo [ L/(m <sup>2</sup> .ano) ]
Soja <sup>a</sup>	0,0446
Palma <sup>a</sup>	0,595
Microalga <sup>b</sup>	13,69
Microalga <sup>c</sup>	5,87
<b>Microalga - FTC<sup>d</sup></b>	<b>1,38</b>

<sup>a</sup> Dados da literatura<sup>2</sup> Chist (2007).

<sup>b</sup> Dados da literatura<sup>2</sup>, 70% de óleo na biomassa Chist (2007).

<sup>c</sup> Dados da literatura<sup>2</sup>, 30% de óleo na biomassa Chist (2007).

<sup>d</sup> Dados do NPDEAS, 15% de óleo na biomassa.

A microalga<sup>b</sup> com 70% de óleo em sua biomassa e a microalga<sup>c</sup> com 30% de óleo em sua biomassa (dados da literatura de Chist (2007)) foram cultivadas em laboratório com temperatura e radiação controladas, a produtividade gerada por estas microalgas em seus experimentos é superior à encontrada na simulação. No entanto, a microalga utilizada na simulação tem apenas 15% de óleo em sua biomassa e o FBR está ao ar livre sob condições do ambiente. Caso a microalga utilizada na simulação tivesse 30% de óleo em sua biomassa sua produtividade seria de 2,76 L/(m<sup>2</sup>.ano) e se tivesse 70% de óleo em sua biomassa a produtividade seria de 6,45 L/(m<sup>2</sup>.ano).

#### 5.4 – Investigação da Possibilidade de Otimização da Produtividade

A fim de obter produtividades de biomassa microalgal maiores, mantém-se fixo o diâmetro dos tubos transparentes, largura do FBR, comprimento do FBR e altura do FBR, variando a quantidade de tubos transparentes. Ao alterar a quantidade de tubos e mantendo fixo as outras constantes geométricas ocorrem variações no volume total do fluido e também na radiação solar incidente em cada tubo. A melhor combinação entre estes dois valores irá render a maior produtividade. A idéia é obter um valor intermediário de tubos (Figura 5.31, Caso 2), pois conforme a Figura 5.31 no Caso 1 poderá ocorrer falta de radiação solar para o crescimento microalgal e no Caso 3 as microalgas poderão sofrer fotoinibição.

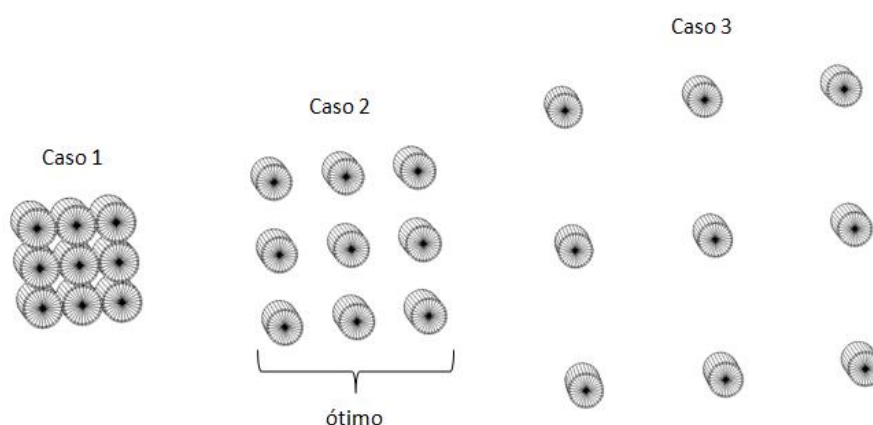


FIGURA 5.31 – DIFERENTES GEOMETRIAS PARA O FBR.

Desta forma, aplica-se esta ideia no Protótipo do FBR variando o número de tubos nas linhas e nas colunas e mantendo fixo comprimento do tubo ( $L = 1$  m), diâmetro do tubo ( $D = 0,05$  m), altura da matriz de tubos ( $H = 1,05$  m) e largura da matriz de tubos ( $W = 0,7$  m). O

início se dá com 4 tubos (duas linhas e duas colunas), sendo que cada um dos quatro tubos ocupam os cantos deste espaço conforme a Figura 5.32.a. Na Figura 5.32.b pode-se observar uma geometria intermediária com 10 linhas por 7 colunas a qual ocupa quase a metade do volume total que o fluido pode obter com as dimensões do FBR fixas. A capacidade volumétrica máxima de fluido é mostrada na Figura 5.32.d com a geometria de 21 linhas e 14 colunas de tubos.

Assim, calcula-se a produtividade de todas as combinações possíveis de tubos, a fim de saber qual a melhor distância entre os tubos, ou seja, qual a distância entre os tubos na vertical e horizontal que dará a maior produtividade.

A Tabela 5.6 apresenta 260 combinações diferentes de geometrias de tubos, com tempo de simulação de 59 horas e 20 minutos, e a geometria que apresentou a maior produtividade com 2,1138 kg/m<sup>2</sup>.ano de biomassa microalgal é a que tem 21 linhas e 2 colunas que pode ser vista na Figura 5.32.c. A geometria que apresentou a menor produtividade com 0,6364 kg/m<sup>2</sup>.ano de biomassa microalgal é a que tem 2 linhas e 2 colunas.

**TABELA 5.6 - DADOS DE PRODUTIVIDADE DE ÓLEO DE MICROALGA (kg/m<sup>2</sup>.ano) VARIANDO O NÚMERO DE COLUNAS E LINHAS.**

		Número de Colunas do Protótipo do FBR												
		2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
Número de Linhas do Protótipo do FBR	2	0,6364	0,7470	0,8098	0,8887	0,9544	1,0159	1,0436	1,1049	1,1674	1,2376	1,3004	1,3647	1,4301
	3	0,7620	0,8440	0,8836	0,9303	1,0027	1,0704	1,0876	1,1476	1,2211	1,2213	1,2893	1,3307	1,3698
	4	0,8591	0,8839	0,9326	0,9949	1,0025	1,0331	1,0442	1,0828	1,1405	1,1894	1,2483	1,2916	1,3350
	5	0,9388	0,9716	1,0021	1,0055	1,0275	1,0463	1,0566	1,0799	1,1479	1,2071	1,2761	1,2892	1,3487
	6	1,0220	1,0467	1,0296	1,0357	1,0401	1,0697	1,0954	1,0999	1,1806	1,1468	1,1423	1,1966	1,2604
	7	1,1012	1,1259	1,0729	1,0776	1,0922	1,1496	1,1124	1,0483	1,1229	1,1980	1,1958	1,2566	1,3239
	8	1,1796	1,1974	1,1117	1,0773	1,1396	1,1264	1,0734	1,1205	1,1874	1,1578	1,1678	1,2156	1,2707
	9	1,2581	1,2809	1,1865	1,1373	1,1859	1,0999	1,1556	1,1566	1,2357	1,1739	1,0796	1,1120	1,1731
	10	1,3363	1,3712	1,2509	1,2049	1,2668	1,1680	1,1897	1,2274	1,2852	1,1345	1,1198	1,1755	1,2153
	11	1,3553	1,2736	1,2141	1,2087	1,1165	1,2106	1,1038	1,0525	1,0863	0,9769	1,0082	1,0568	0,9984
	12	1,4326	1,3321	1,2153	1,2065	1,1781	1,1419	1,1039	1,0067	1,0667	0,9063	0,8998	0,9333	0,9498
	13	1,5098	1,4168	1,2705	1,2670	1,2318	1,2076	1,0720	1,0656	1,1254	0,9364	0,9336	0,9551	0,9818
	14	1,5842	1,4855	1,3324	1,3308	1,2977	1,2801	1,1111	1,1172	1,1844	0,9605	0,9528	0,9818	0,8920
	15	1,6552	1,5653	1,3996	1,3414	1,3517	1,3440	1,1453	1,1770	1,1973	0,9956	0,9864	0,8920	0,9443



	16	1,7319	1,6227	1,4359	1,3672	1,3726	1,3496	1,1404	1,1535	1,0726	0,7886	0,7682	0,8167	0,8417
	17	1,8105	1,6995	1,4853	1,3843	1,3691	1,2531	1,1345	1,0178	0,9913	0,7067	0,7254	0,7587	0,7206
	18	1,8862	1,7760	1,5467	1,4271	1,4242	1,2879	1,1827	1,0173	0,9745	0,7291	0,7601	0,7509	0,7138
	19	1,9622	1,8530	1,6068	1,4736	1,4856	1,3164	1,2302	1,0466	0,9036	0,7606	0,7846	0,7474	0,6917
	20	2,0381	1,9141	1,6696	1,5386	1,5458	1,3354	1,2740	1,0783	0,9266	0,7799	0,7808	0,7395	0,7197
	21	2,1138	1,9906	1,7282	1,6021	1,6102	1,3661	1,3203	1,1087	0,9444	0,8127	0,7776	0,7244	0,7470

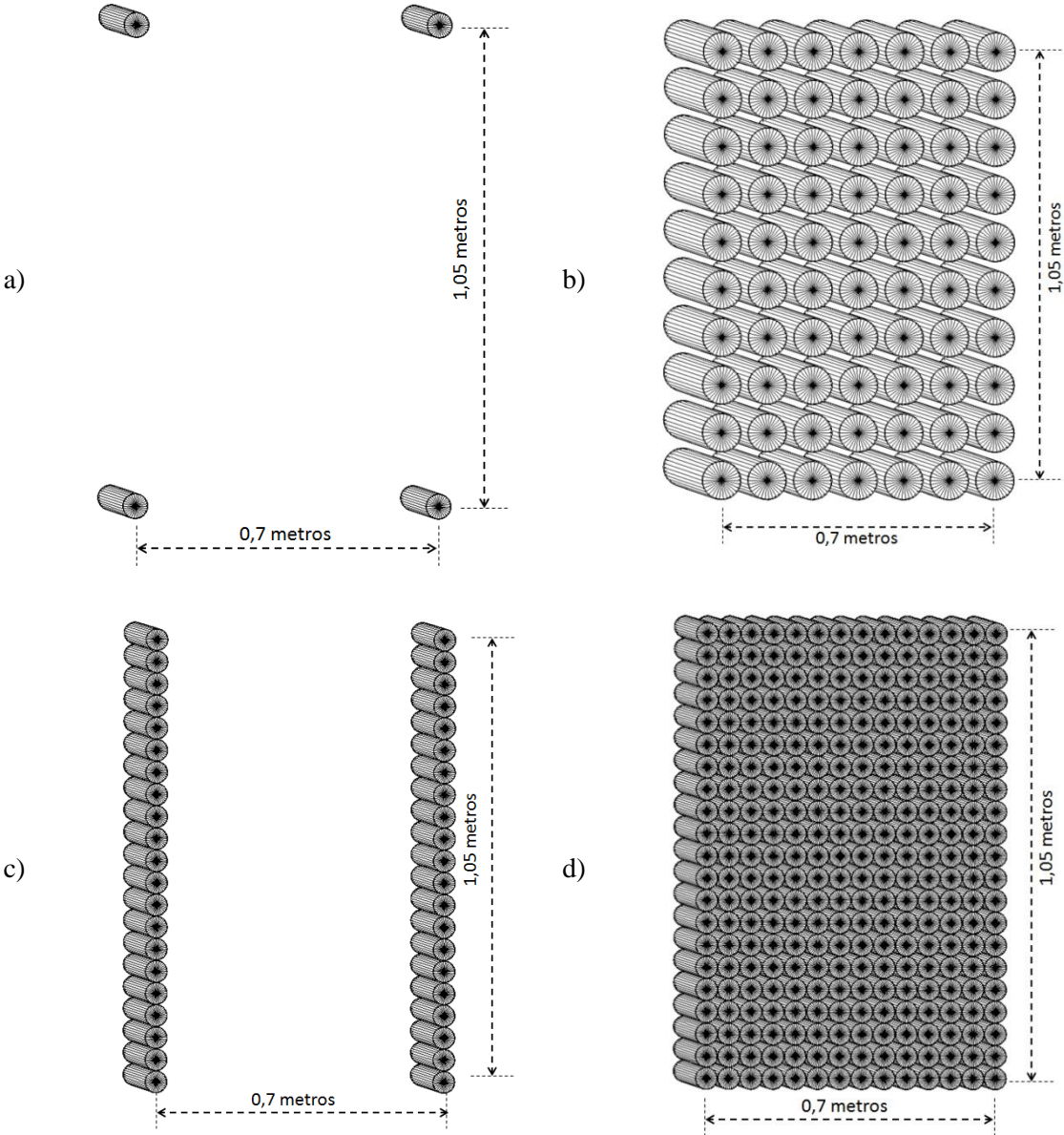


FIGURA 5.32 - VARIAÇÕES NO NÚMERO DE LINHAS E COLUNAS NA MATRIZ DE TUBO PARA OTIMIZAÇÃO DA PRODUÇÃO DE MICROALGAS: a) 2 LINHAS E 2 COLUNAS. b) 10 LINHAS E 7 COLUNAS. c) 21 LINHAS E 2 COLUNAS. d) 21 LINHAS E 14 COLUNAS.

É importante ressaltar que a maior produtividade encontrada nesta investigação não se trata de um ótimo global e sim de um ótimo local, uma vez que a função objetivo foi imposta a diversas restrições.

Ao analisar a geometria de tubos que obteve a maior produtividade microalgal, verifica-se que não ocorre em uma geometria intermediária como se era esperado. Ocorreu em uma geometria com capacidade volumétrica baixa (2 colunas e 21 linhas), mas com grande aproveitamento de radiação solar, ou seja, pelo fato das duas colunas estarem no máximo de distância possível uma da outra (0,95 m) e da altura da matriz de tubos do Protótipo do FBR ter apenas 1,05 m, existirá pouco sombreamento da radiação solar incidente nos tubos. Outro fator importante de observar é a fotoinibição que ocorre no período de 12:00 horas (meio dia), observa-se que com esta geometria apenas os tubos que estão no topo da matriz de tubos do FBR é que irão receber radiação solar, e assim as microalgas sofrem pouco impacto da fotoinibição.

O gráfico da Figura 5.33 apresenta a variação da produtividade para o número de linhas e o número de colunas o qual se obteve a melhor produtividade microalgal.

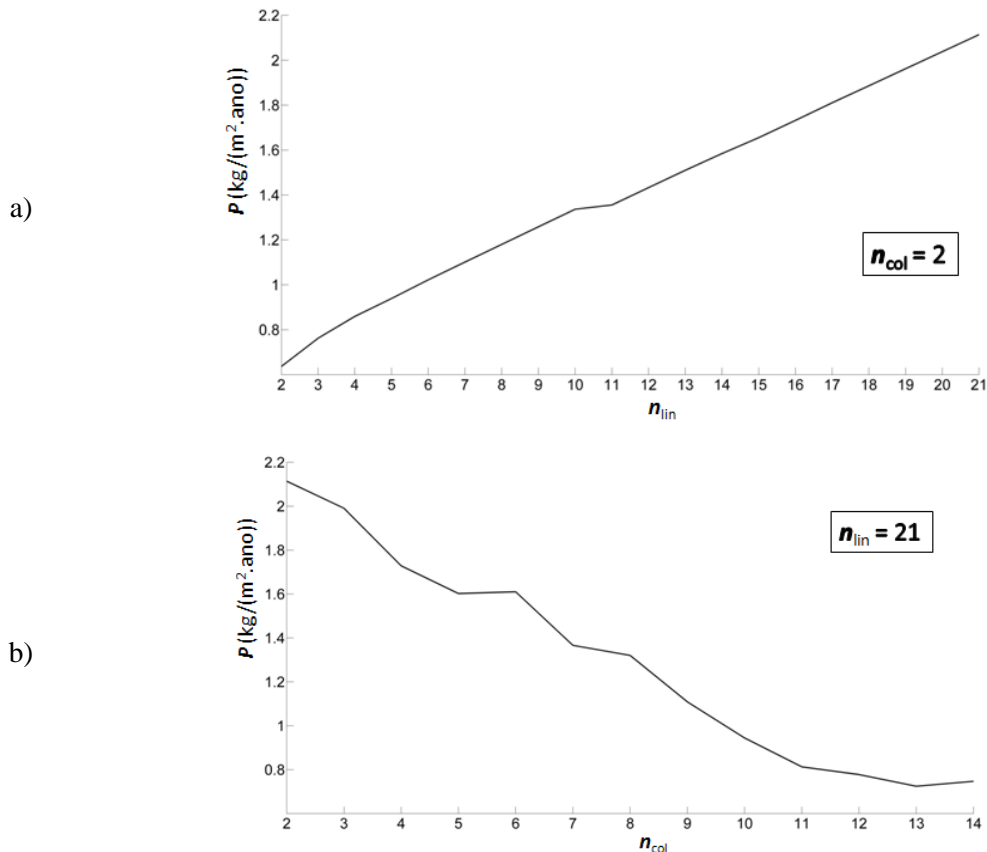


FIGURA 5.33 - PRODUÇÃO DE BIOMASSA: a)  $n_{col} = 2$ . b)  $n_{lin} = 21$ .

Observa-se Figura 5.33.b que o gráfico da produtividade não é crescente em todo o intervalo de simulação, isto mostra que existem pontos de ótimos locais espalhados pelo domínio em análise. Isto pode ser observado melhor no gráfico da Figura 5.34.a que está em perspectiva, apresentando a produtividade para todas as combinações de tubos, e na Figura 5.34.b observa-se este mesmo gráfico em vista de topo.

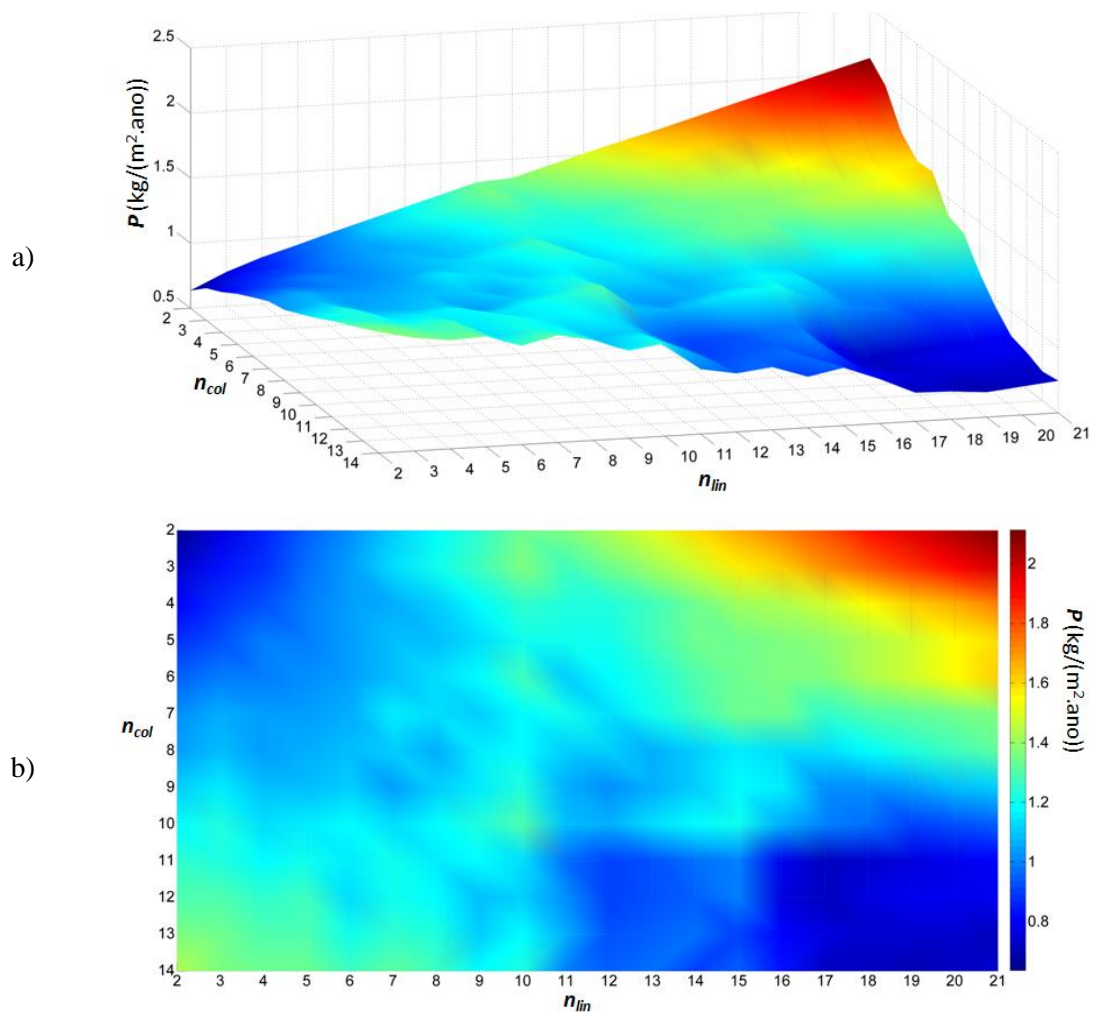


FIGURA 5.34 - PRODUÇÃO DE BIOMASSA MICROALGAL VARIANDO LINHAS E COLUNAS: a) GRÁFICO EM PERSPECTIVA. b) GRÁFICO DE TOPO.

O ganho percentual de produtividade ( $\gamma$ ) operando na produtividade máxima ( $P_{max}$ ) em relação à produtividade mínima ( $P_{min}$ ) de biomassa microalgal durante o processo de investigação da possibilidade de otimização é de 69,89 % calculado por:

$$\gamma = 100 \frac{P_{\max} - P_{\min}}{P_{\max}} \quad (5.4)$$

Isto mostra que um FBR com as mesmas dimensões que o Protótipo do FBR só que com 2 colunas e 21 linhas de tubos tem um ganho percentual de produtividade de 51% em relação a geometria do Protótipo do FBR que tem 6 linhas e 5 colunas.

## 6. CONCLUSÕES E SUGESTÕES

### 6.1 - Conclusões

As principais conclusões deste trabalho são:

1. O modelo matemático proposto não é um modelo matemático complexo como os modelos que trabalham com EDP, mas também não pode ser considerado um modelo matemático simples como os do tipo volume de controle que não envolve a dependência espacial, ou seja, este modelo matemático trata-se de um modelo intermediário e com tempo computacional baixo, que leva em considerações variáveis de concentração de microalga, concentração de nutrientes, concentração de  $\text{CO}_2$ , concentração de  $\text{O}_2$ , temperatura na parede do tubo e no fluido e radiação solar na parede do tubo e no fluido;
2. Foi desenvolvido um gerador de malha para os tubos transparentes do FBR para auxiliar na visualização em perspectiva, o qual foi de grande auxílio para poder visualizar o valor da variável desejada em cada elemento de volume;
3. Os resultados computacionais foram validados utilizando dados experimentais do protótipo do FBR, FBR coluna *air-lift* e FBR tubular compacto do NPDEAS. E os dados do experimento realizado no protótipo do FBR foi serviu para o calcular parâmetros de ajuste no modelo matemático;
4. O Software tem uma interface gráfica de fácil uso contendo ferramentas que auxiliam na construção da malha dos tubos e execução da simulação. A interface gráfica foi desenvolvida em JAVA, sendo que o arquivo executável construído no FORTRAN, trabalha juntamente com a interface;
5. Estimou-se o consumo anual de  $\text{CO}_2$  por  $\text{m}^2$  e produção anual de óleo microalgal por  $\text{m}^2$  para uma simulação no FBR Tubular Compacto apresentando como resultado para o consumo de  $\text{CO}_2$  0,4324 kg/( $\text{m}^2$ .ano) e para a produção de biomassa microalgal 9,216 kg/( $\text{m}^2$ .ano). Também foi investigada a possibilidade de otimizar a produtividade de microalgas em relação ao espaçamento entre os tubos, chegando à conclusão que para fotobiorreatores com altura baixa a maior produtividade é com apenas duas colunas afastadas o máximo possível.

## 6.2 - Sugestões Para Trabalhos Futuros

Alguns pontos que não foram tratados neste trabalho ou pouco abordados na literatura e que podem ser mais aprofundados estão reunidos abaixo:

- I. O primeiro ponto a ser sugerido como continuidade do trabalho é validar experimentalmente os perfis de concentração de  $\text{CO}_2$ ,  $\text{O}_2$  e nutrientes;
- II. Substituir a Eq.(34) por equações diferenciais para cada nutriente específico, assim pode-se analisar quais nutrientes estão sendo absorvidos mais rapidamente;
- III. Realizar a otimização de parâmetros de operação, bem como velocidade ideal para o fluido e instante ótimo para diluição do meio de cultivo;
- IV. Associar o modelo matemático que estima a produtividade microalgal com análises econômicas relacionadas à manutenção e construção dos FBR;
- V. Desenvolvimento da malha completa do FBR com todos os sistemas físicos.
- VI. Identificar o modelo com métodos de otimização não linear, assim como a busca pelo ótimo de produtividade.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AIBA, S. *Growth kinetics of photosynthetic microorganisms*. Adv. Biochem. Eng., vol.23, p.85-156, 1982.

ANDRADE, M.R. *Cultivos autotróficos e mixotróficos de Spirulina platensis em diferentes escalas e condições ambientais no extremo sul do Brasil*. Dissertação apresentada para a obtenção de título de mestre em Engenharia e Ciências de Alimentos na sub-área de Bioprocessos em alimentos, Rio Grande do Sul, 2005.

ANDREWS, J. F. *A mathematical model for the continuous culture of microorganisms utilizing inhibitory substrates*. Biotechnol. Bioeng., vol.10, p.707-723, 1968.

BANNISTER, T.T. *Quantitative description of steady state, nutrient-saturated algal growth, including adaptation*. Limnol. Oceanogr., vol.24, no.1, p.76-96, 1979.

BERENGUEL, M., RODRIGUEZ, F., ACIÉN, F.G. and GARCIA, J.L. *Model predictive control of pH in tubular photobioreactors*. Journal of Process Control, no.14, p.377-387, 2004.

BEJAN, A. *Heat transfer*. New York: Wiley, 1993.

BEJAN, A. *Convection heat transfer*. 2<sup>a</sup> Ed. New York: Wiley, 1995.

BITOG, J.P., LEE, I.B., LEE, C.G., KIM, K.S., HWANG, H.S., HONG, S.W., SEO, I.H., KWON, K.S. and MOSTAFA, E. *Application of computational fluid dynamics for modeling and designing photobioreactors for microalgae production: A review*. Computers and Electronics in Agriculture, no.76, p.131-147, 2011.

BOROWITZKA, M.A. *Commercial production of microalgae: ponds, tanks, tubes and fermenters*. Journal of Biotechnology, no.70, p.313-321, 1999.

BOYADJIEV, C. and MERCHUK, J. C. *On the modeling of an air-lift photobioreactor*. Journal of Engineering Thermophysics. vol.17, no.2, p.134-141, 2008.

CAMPOS, M.C. *Modelagem, simulação e otimização numérica e experimental de sistemas de resfriamento de equipamentos eletrônicos e motores stirling*. Tese apresentada ao Programa Interdisciplinar de Pós-Graduação em Engenharia da Universidade Federal do Paraná, para a obtenção de título de Doutor em Engenharia de Processos Térmicos e Químicos, UFPR, 2004.

CANEDO, E.L. *Fenômenos de transporte*. Rio de Janeiro: LTC, 2010.

CHEN, S., CHEN, X., PENG, Y. and PENG, K. *A mathematical model of the effect of nitrogen and phosphorus on the growth of blue-green algae population*. Applied Mathematical Modelling, vol.33, p.1097-1106, 2009.

CHEVALIER, P., PROULX, D., LESSARD, P., VINCENT, W.F. and DE LA NÖUE, J. *Nitrogen and phosphorus removal by high latitude mat-forming cyanobacteria for potential use in tertiary wastewater treatment*. J. Appt. Phycol., no.12, p.105-112, 2002.

CHISTI, Y. *Microalgae: our marine forests*. In: RICHMOND, A. (ed.). *Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and applied phycology*. Oxford: Blackwell Science, 2004.

CHISTI, Y. *Biodiesel from microalgae beats bioethanol*. Trends in Biotechnology, vol.26, n.3, p.126-131, 2008.

CHISTI, Y. *Biodiesel from microalgae*. Biotechnology Advances, vol.25, p.294-306, 2007.



CORNET, J.F., DUSSAP, C.G. and GROS, J.B. *Kinetics and energetics of photosynthetic micro-organisms in photobioreactors*. Advances in Biochemical Engineering/Biotechnology, vol.59, p.155-224, 1998.

CONTRERAS, A., GARCIA, F., MOLINA GRIMA, E. and MERCHUK, J.C. *Influence of sparger on energy dissipation, shear rate, and mass transfer to sea water in a concentric-tube airlift bioreactor*. Enzyme and Microbial Technology, no.25, p.820-830, 1999.

COSTA, M.I.S., GODOY, W.A.C. *Fundamentos da Ecologia Teórica*, Barueri, SP, Minha Editora, 2010.

COZZA, K.L. *Spirulina platensis em Meios Naturais e Sintéticos: Fatores Nutricionais em Custos Experimentais*. Dissertação de Mestrado em Engenharia de Alimentos. Universidade Federal do Rio Grande. Rio Grande, 1999.

DAUTA, A., DEAVAUX, J., PIQUEMAL, F., and L., B. *Growth rate of four freshwater algae in relation to light and temperature*. Hydrobiologia, 207, 221-226, 1990.

DEMIRBAS, A. and DEMIRBAS, M.F. *Importance of algal oil as a source of biodiesel*. Energ. Convers. Manage. 52, 163-170, 2011.

DERNER, R.B. *Efeitos de fontes de carbono no crescimento e na composição bioquímica das microalgas Chaetoceros muelleri e Thalassiosira fluviatilis, com ênfase no teor de ácidos graxos poliinsaturados*. Tese apresentada ao Curso de Pós-graduação em Ciências dos Alimentos. Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Santa Catarina, 2006.

DILAY, E. *Modelagem e Simulação para Engenharia de Sistemas: Acondicionamento de Eletrônicos, Navios Elétricos e Fotobiorreatores*. Tese de Doutorado do Programa de Pós-Graduação em Engenharia e Ciências dos Materiais, Universidade Federal do Paraná, 2013.

DUFFIE, J. A. and BECKMAN, A. A. *Solar energy thermal processes*. New York: Wiley: p. 34–37; 1974.

EVERS, E.G. *A model for light-limited continuous cultures: growth, shading, and maintenance*. Biotechnol Bioeng., vol.38, p.254-259, 1991.

FRAGOSO JÚNIOR, C.R.; MARQUES, D.M. e FERREIRA, T.F. *Modelagem ecológica em ecossistemas aquáticos*. São Paulo: Oficina de Textos, 2009.

FAINTUCH, B.L. *Análise Comparativa da Produção de Biomassa a Partir de Três Cianobactérias empregando Distintas Fontes de Nitrogenadas*. Dissertação de Mestrado da Pós-Graduação em Tecnologia Bioquímico-Farmacêutica. USP. São Paulo, 1989.

FALKOWSKI, P.G. and RAVEN, J.A. *Aquatic Photosynthesis*. Oxford. Blackwell Scientific Publishers, p.374, 1997.

FAN, L.H., ZHANG, Y.T., ZHANG, L. and CHEN, H.L. *Evaluation of a membrane-sparged helical tubular photobioreactor for carbon dioxide biofixation by Chlorella vulgaris*. Journal of Membrane Sciences, vol.325, p.336-345, 2008.

GARCIA-MALEA, M.C., BRINDLEY, C., DEL RIO, E., ACIÉN, F.G., FERNÁNDEZ, J.M., and MOLINA, E. *Modelling of growth and accumulation of carotenoids in Haematococcus pluvialis as a function of irradiance and nutrients supply*. Biochemical Engineering Journal, no.26, p.107-114, 2005.

GÖKSAN, T., DUMAZ, Y. and GOKPINAR, S. *Effect of light paths lengths and initial culture density on the cultivation of Chaetoceros muelleri*. Aqualculture, no.217, p.431-436, 2003.

GOLDMAN, J.C. and RYTHER, J.H. *Temperature-influenced species competition in mass cultures of marine phytoplankton*. Biotechnology and Bioengineering, vol.18, p.1125-1144, 1976.

GOTELLI, N.J. *Ecologia*, Londrina, PR, Quarta Edição, Editora Planta, 2009.

HOEK, C., MANN, D.G. and JAHNS, H.M. *Algae: na introduction to phycology*. Cambridge: Cambridge University, p.623, 1995.

KIM, J.H., SIMON, T.W. and VISKANTA, R. *Journal of heat transfer policy on reporting uncertainties in experimental measurements and results* [editorial]. Journal of Heat Transfer. v. 115, p. 5-6, Fevereiro, 1993.

KINCAID, D. and CHENEY, W. *Numerical Analysis*. 1a Ed. Belmont CA: Wadsworth, 1991.

KITAYA, Y., AZUMA, H. and KIYOTA, M. *Effects of temperature, CO<sub>2</sub>/O<sub>2</sub> concentrations and light intensity on cellular multiplication of microalgae, Euglena gracilis*. Advances in Space Research, no.35, p.1584-1588, 2005.

KREITH, F. *Princípios da transmissão de calor*. Editora da Universidade de São Paulo, SP, 1969.

KUNJAPUR, A. and ELDRIDGE, R. *Photobioreactor design for commercial biofuel production from microalgae*. Ind. Eng. Chem. Res., vol.49, p.3516–3526, 2010.

KURANO, N., IKEMOTO, H., MIYASHITA, H., HASEGAWA, T., HATA, H. and SMIYACHI, S. *Fixation and utilization of carbon dioxide by microalgal photosynthesis*. Energy Convers. Mgmt., vol.36, no.6-9, p.689-692, 1995.

KURANO, N. and MIYACHI, S. *Selection of microalgal growth for describing specific growth rate-light response using extended information criterion*. Journal of Bioscience and Bioengineering. vol.100, p.403-408, 2005.

LALLI, C. and PARSONS, T. *Biological Oceanography: na Introduction*. Oxford, Butterworth & Heinemann Ltd., p.301, 1993.

LEITHOLD, L. *O cálculo com geometria analítica*. 3 ed., São Paulo, 1994.

LIMA, M.A., LIGO, M.A.V., CABRAL, M.R., BOEIRA, R.C., PESSOA, M.C.P.Y. e NEVES, M.C. *Emissão de gases de efeito estufa provenientes da queima de resíduos agrícolas no Brasil*. EMBRAPA Meio Ambiente, Jaguariúna, 1999.

LOPES, E.J. *Sequestro de dioxido de carbon em fotobiorreatores*. Tese de doutorado apresentada a Faculdade de Engenharia Química da Universidade Estadual de Campinas, 2007.

LOURENÇO, S.O. and MARQUES JUNIOR, A.N. *Produção primária marinha*. In: PEREIRA, R.G. and SOARES-GOMES, A. (eds.). *Biologia Marinha*. Rio de Janeiro: Interciência, p.195-227, 2002.

LOURENÇO, S.O. *Cultivo de microalgas marinhas – princios e aplicações*. São Carlo. Ed. Rima, 2006.

LUO, H., KEMOUN, A., AL-DAHMAN, M.H., SEVILLA, J.M.F., SÁNCHEZ, J.L.G., CAMACHO, F.G. and MOLINA GRIMA, E. *Analysis of photobioreactors for culturing high-value microalgae and cyanobacteria via an advanced diagnostic technique: CARPT*. Chemical Engineering Science, vol.58, p.2519-2527, 2003.

MAOR, T.; APPELBAUM, J. *Horizontal Tubular Microalgae Photobioreactor Plant View Factors and Diffuse Radiation*. Journal of Solar Energy Engineering, vol. 133, 2011a.

MAOR, T.; APPELBAUM, J. *Solar Radiation on Horizontal Tubular Microalgae Photobioreactor. Direct Beam Radiation*. Journal of Solar Energy Engineering, vol. 133, 2011a.

MARTÍNEZ, I.; CASAS, P. A. *Simple model for CO<sub>2</sub> absorption in a bubbling water column*. Braz J Chemical Eng, v. 29, n. 01, p. 107 - 111, 2012.

MATA, T., MARTINS, A. and CAETANO, N. *Microalgae for biodiesel production and other applications: a review*. Renew. Sust. Energ. Rev., vol.14, p.217–232, 2010.

MAYO, A.W. and NOIKE, T. *Effect of glucose loading on the growth behavior of Chlorella vulgaris and heterotrophic bacteria in mixed culture*. In: Water Research, vol.28, p.1001-1008, 1994.

MICHAELIS, L. and MENTEN, M.L. *Die kinetik der invertinwirkung*. Biochem. Zeitschrift, vol.49, p.334–369, 1913.

MITSUHASHI, S., FUJIMOTO, M. and MURAMATSU, H. *Effect of simple shear flow on photosynthesis rate and morphology of microalgae*. Acta Astronautica, vol.33, p.179-187, 1994.

MOLINA GRIMA, E., ACIÉN FERNÁNDEZ, F.G., GARCÍA CAMACHO, F. and CHISTI, Y. *Photobioreactors: light regime, mass transfer, and scaleup*. Journal of Biotechnology, vol.70, p.231-247, 1999.

MOLINA GRIMA, E., GARCÍA CAMACHO, F., SÁNCHEZ PÉREZ, J.A., FERNÁNDEZ SEVILLA, J., ACIÉN FERNÁNDEZ, F.G. and CONTRERAS GÓMEZ, A. *A mathematical model of microalgal growth in light limited chemostat cultures*. Journal Chem. Technol. Biotechnol., vol.61, p.167-173, 1994.

MOLINA, E., FERNANDEZ, J., ACIEN, F. G. and CHISTI, Y. *Tubular photobioreactor design for algal cultures*. Journal of Biotechnology, vol.92, p.113-131, 2001.

MOLINA GRIMA, E., FERNANDEZ SEVILLA, J.M., SANCHEZ PÉREZ, J.A. and GARCIA CAMACHO, F. *A study on simultaneous photolimitation and photoinhibition in dense microalgal cultures taking into account incident and averaged irradiances*. Journal of Biotechnology, vol.45, p.59-69, 1996.

MONOD, J. *Recherches sur la croissance des cultures bacteriennes*. 2nd ed., Hermann, Paris, 1942.

MORWEISER, M., KRUSE, O., HANKAMER, B. and POSTEN, C. *Developments and perspectives of photobioreactors for biofuel production*. Appl. Microbiol. Biotechnol. vol.87, p. 291–1301, 2010.

MUÑOZ, R.T., KÖLLNER, C., GUIEYSSE, B. and MATTIASSON, B. *Photosynthetically oxygenated salicylate biodegradation in a continuous stirred tank photobioreactor*. Biotechnology and Bioengineering, vol.87, p.797-803, 2004.

ONO, E. and CUELLO, J.L. *Carbon dioxide mitigation using thermophilic cyanobacteria*. Biosystems Engineering, no.96, p.129-134, 2007.

OSWALD, W.J. *Micro-algae and wastewater treatment*. In: BOROWITZKA, M. and BOROWITZKA, L. (eds). *Micro-algal Biotechnology*, 2th Ed., Sydney, p.477, 1988.

PAPÁCEK, S., RÁLEK, P., HOKR, M., KOPECKÝ, J., MASOJÍDEK, J., STYS, D. and PETERA, K. *Methodology for algal photobioreactor design: mathematical modelling of hydrodynamic mixing and prediction of light regime parameters*. The 2nd International Workshop on Simulation, Modelling, and Numerical Analysis. Liberec (CZ), 2003.

PATANKAR, S.V. *Numerical Heat Transfer and Fluid Flow*. 1a Ed. New York, Hemisphere, 1980.

PÉREZ, B.E., PINA, C.I. and RODRIGUEZ, L.P. *Kinetic model for growth of *Phaeodactylum tricornutum* in intensive culture photobioreactor*. Biochemical Engineering Journal, 2008.

PETRUCCI, R. H; GEOFFREY HERRING, F.; MADURA, J. D. and BISSONNETTE, C. *General Chemistry: Principles and Modern Applications*. 10ª edição, Prentice Hall, 2010.

PRESS, W. H.; TEUKOLSKY, S.A.; VETTERLING, W. T. and FLANNERY, B. P. *Métodos Numéricos Aplicados: Rotinas em C++*. 3. ed. - Porto Alegre: Bookman, 2011.

PULZ, O. *Photobioreactors: production systems for phototrophic microorganisms*. Applied Microbiology and Biotechnology, vol.57, p.287-293, 2001.

PULZ, O. and GROSS, W. *Valuable products from biotechnology of microalgae*. Applied Microbiology and Biotechnology, vol.65, p.635-648, 2004.

PULZ, O. and SCHEINBENBOGEN, K. *Photobioreactors: design and performance with respect to light energy input*. Advances Biochemical Engineering and Biotechnology, no.59, p.123-152, 1998.

RADMANN E., SANTOS, G. C., CALHEIROS M. N. e CERQUEIRA U.S. *Produção e extração de ácidos graxos a partir de microalgas*. Projeto apresentado como parte dos requisitos para a obtenção do título de Engenheiro de Alimentos. Fundação Universidade Federal do Rio Grande, 2004.

RAVEN, P.R., EVERT, R.F. e EICHHORN, S.E. *Biologia vegetal*. Ed. 5, Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1996.

REBOLLOSO FUENTES, M.M., GÁRCIA SANCHEZ, J.L., FERNANDEZ SEVILLA, J.M., ANCIEN FERNANDEZ, F.G., SANCHEZ PEREZ, J.A. and MOLINA GRIMA, E. *Outdoor continuous culture of Porphyridium cruentum in a tubular photobioreactor: quantitative analysis of the daily cyclic variation of culture parameters*. Journal of Biotechnology, no.70, p.271-288, 1999.

REVEN, J.A. *Limits to growth*. In: BOROWITZKA, M.A., Borowitzka, L.J. (Eds.). *Microalgal Biotechnology*. Cambridge: Cambridge University, p.331-356, 1988.

REINEHR, C.O. *Cultivo da microalga Spirulina platensis em modo semicontínuo*. Dissertação de Mestrado em Engenharia de Alimentos, FURG, Rio Grande, 2003.

RICHMOND, A. *Principles for attaining maximal microalgal productivity in photobioreactors: an overview*. Hydrobiologia, p.33–37, 2004.

ROELS, J.A. *Energetics and kinetics in biotechnology*. Elsevier, New York, 1983.

RORRER, G. and CHENEY, D. *Bioprocess engineering of cell and tissue cultures for marine seaweeds*. Aquacultural Engineering, no.32, p.11-41, 2004.

RUBIO, F.C., GARCIA, J.L., MOLINA, E. and CHISTI, Y. *Steady-state axial profiles of dissolved oxygen in tall bubble column bioreactors for algal culture*. Chemical Engineering Science, vol.54, p.1711-1723, 1999.

RYU, H.J. and OH, K.K. *Optimization of the influential factors for the improvement of CO<sub>2</sub> utilization efficiency and CO<sub>2</sub> mass transfer rate*. Journal of Industrial and Engineering Chemistry, vol.15, p.471-475, 2009.

SÁNCHEZ, J.F., FERNÁNDEZ-SEVILLA, J.M., ACIÉN, F.G., CERÓN, M.C., PÉREZ-PARRA, J. and MOLINA GRIMA, E. *Biomass and lutein productivity of *Scenedesmus almeriensis*: influence of irradiance, dilution rate and temperature*. Biotechnological Products and Process Engineering. Appl Microbiol Biotechnol, vol.79, p.719-729, 2008.

SATYANARAYANA, K.G.; MARIANO, A.B.; VARGAS, J.V.C. *A review on microalgae, a versatile source for sustainable energy and materials*. International Journal of Energy Research, vol.35, p.291-311, 2011.

SERENOTTI, F. *Contribuição à modelagem e simulação da produção de *Spirulina máxima* em fotobiorreatores*. Dissertação de Mestrado em Ciências em Engenharia Química. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 2004.

SHELEF, G. and SOEDER, C.J. *Algae Biomass: production and use*. Amsterdam: Elsevier/North Holland Biomedical, p.852, 1980.



SOBCZUK, T.M., GONZÁLEZ, M.J.I., MAZZUCA, M. and CHISTI, Y. ***Screening microalgae for biodiesel production***. Journal of Biotechnology. vol.136, p. 64, 2008.

STEELE, J.H. ***Microbial kinetics and dynamics in chemical reactor theory***. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, NJ, p.405-483, 1977.

SUBRAMANIAN, G. and THAJUDDIN, N. ***Cyanobacterial biodiversity and potential applications in biotechnology***. Current Science, vol.89, no.1, p.47-57, 2005.

SUGAI, M. H. ***Modelagem matemática de coluna de gaseificação de fotobiorreatores tubulares para cultivo de microalgas***. Curitiba. Dissertação de Mestrado em Engenharia de Química. Universidade Federal do Paraná, 2012.

TAMIYA, H., HASE, E., SHIBATA, K., MITUYA, A., IWAMURA, T., NIHEI, T. and SASA, T. ***Kinetics of growth of Chlorella, with special reference to its dependence on quality of available light and on temperature***. In: BURLEW, J.S. (Ed.). *Algal Culture from Laboratory to Pilot Plant*. Carnegie Institution of Washington. Washington, DC, p.204-232, 1953.

TOMASELLI, L. ***The microalgal cell***. In: RICHMOND, A. (ed.). *Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and applied phycology*. Oxford: Blackwell Science, p.3-19, 2004.

TREDICI, M.R. ***Mass production of microalgae: photobioreactors***. In: RICHMOND, A. (ed.). *Handbook of Microalgal Culture: biotechnology and applied phycology*. Oxford: Blackwell Science, p.178-214, 2004.

VALIENTE, E.F. and LEGANES, F. ***Regulatory effect of pH and incident irradiance on the levels of nitrogenase activity in cyanobacterium***. J. Plant Physiol., no.135, p.623-627, 1989.

VARGAS, J.V.C., STANESCU, G., FLOREA, R. and CAMPOS, M.C. *A numerical model to predict the thermal and psychrometric response of electronic packages*. ASME Journal of Electronic Packaging, vol.123, no.3, p.200-210, 2001.

VAN OORSHOT, J.L.P. *Conversion of light energy in algal cultures*. Med van Lund. Wang., vol.55, p.225-277, 1955.

VISIT, 2012 (<https://wci.llnl.gov/codes/visit>)

VRIES, G., MULLER, J., HILLEN, T., SCHONFISCH, B. and LEWIS, M. *A Course in Mathematical Biology - Quantitative Modeling with Mathematical and Computational Methods*. Siam - Society for Industrial and Applied Mathematics, Philadelphia, 2006.

XU, H., MIAO, X. and WU, Q. *High quality biodiesel production from a microalga Chlorella protothecoides by heterotrophic growth in fermenters*. Journal of Biotechnology, vol.126, p.499–507, 2006.

**ANEXO I**  
**(Dados da Microalga)**

0.26	! A1
293.0	! T_0
0.18	! A2
28000.0	! Ea1
39000.0	! Ea2
1500.0	! aKi
94.3	! alk
6.04	! ai
14.209	! bi
514.6	! ci
0.4	! Yb
0.7	! Yp
0.004	! alfa - Taxa de mortalidade (h-1)
1e-4	! cons_nutri

## ANEXO II

### (Simulação no Protótipo do FBR)

0.0	!tau0=instante inicial (s)
900.0	!tend=tempo final de simulação (s)
0.1	!dtau=intervalo de tempo para apresentar res. intem. (s)(passo integr fixo)
1	!lflag=0-RK-adaptativo;1-RK passo fixo;2 - For. Euler
900.e-0	!ht2=valor de passo inicial para RK adaptativo e FE
200.0	!concentracao inicial de algas (g/m3)
0.5	!concentracao inicial de CO2 (g/m3)
1.4	!concentracao inicial de O2 (g/m3)
0.625	!concentracao inicial de nutrientes (g/m3)
0.7	!concentracao de CO2 de entrada no EV degaser (g/m3)
0.000	!taxa de coleta de algas em volume de solucao (unidade h-1)
20.0	!temperatura inicial da agua do FBR
20.0	!temperatura da agua de reposicao
79.0	!dia inicial da simulação
85.0	!dia final da simulação
11.0	!hora inicial da simulação
11.0	!hora final da simulação
0.0	!nebulosidade
28.0	!temperatura maxima do ar no ano (C)
10.0	!temperatura mínima do ar no ano (C)
2.0	!velocidade média do vento (m/s)
9.81	!aceleração da gravidade (m/s2)
998.0	!massa específico da água 295K kg/m3
4181.0	!calor específico da água 295K j/(kg.K)
959.0e-6	!viscosidade da água 295K (N.s/m2)
7.65e-4	!viscosidade da água (m2/s)
606.0e3	!condutividade termica da água 295K (W/(m.K))
6.62	!número de Prandtl da água 295K
0.8	!volume do EV tubos opacos (m3)
2.0	!volume do EV reservatório (m3)
0.002083	!vazao da bomba (m3/s) (modelo Thebe th12al)
0	!flag=0 FBR em matriz de tubos alinhada; 1 FBR em matriz triang.
2	!XL/D dist x sobre diam dos tubos da matriz
2	!XT/D dist y sobre diam dos tubos da matriz
2.0	!XD/D dist diagonal superior para matriz triang.
5	!ncol número de colunas
6	!nlin número de linhas
0.030	!re raio externo do tubo
0.029	!ri raio interno do tubo
1.0	!l comprimento do tubo (m)
0.8	!emissividade do tubo
980.0	!calor específico do tubo j/(kg.K)
1360.0	!massa específica do tubo
72.5	!hext coeficiente de troca termica por convecção externa (W/m2.K)
950.0	!hint coeficiente de troca termica por convecção externa (W/m2.K)
5.67e-8	!(constante de Stefan-Boltzmann (W/m2/K4))
0.10	!reflexividade do tubo a luz visível
0.10	!reflexividade do tubo a radiação térmica
0.05	!absortividade do tubo a luz visível
0.90	!absortividade do tubo a radiação térmica
-25.451812	!latitude do laboratorio em graus
0.064	!C4,max taxa de consumo maxima de nutrientes
0.0623	!C4,sat constante de saturação de nutrientes

0.41	!C2,sat constante de saturação de CO2
0.09	!C3,ID constante de intensidade de dependencia de Y3
1000	!C1,sup capacidade suporte de microalgas

### ANEXO III

#### (Simulação no FBR Coluna Air-Lifit)

0.0	!tau0=instante inicial (s)
900.0	!tend=tempo final de simulação (s)
0.1	!dtau=intervalo de tempo para apresentar res. intem. (s)(passo integr fixo)
1	!lflag=0-RK-adaptativo;1-RK passo fixo;2 - For. Euler
900.e-0	!ht2=valor de passo inicial para RK adaptativo e FE
104.0	!concentracao inicial de algas (g/m3)
0.5	!concentracao inicial de CO2 (g/m3)
1.4	!concentracao inicial de O2 (g/m3)
0.625	!concentracao inicial de nutrientes (g/m3)
0.7	!concentracao de CO2 de entrada no EV degaser (g/m3)
0.000	!taxa de coleta de algas em volume de solucao (unidade h-1)
20.0	!temperatura inicial da agua do FBR
20.0	!temperatura da agua de reposicao
192.0	!dia inicial da simulação
200.0	!dia final da simulação
11.0	!hora inicial da simulação
11.0	!hora final da simulação
0.0	!nebulosidade
28.0	!temperatura maxima do ar no ano (C)
10.0	!temperatura mínima do ar no ano (C)
2.0	!velocidade média do vento (m/s)
9.81	!aceleração da gravidade (m/s2)
998.0	!massa específico da água 295K kg/m3
4181.0	!calor específico da água 295K j/(kg.K)
959.0e-6	!viscosidade da água 295K (N.s/m2)
7.65e-4	!viscosidade da água (m2/s)
606.0e3	!condutividade termica da água 295K (W/(m.K))
6.62	!número de Prandtl da água 295K
0.8	!volume do EV tubos opacos (m3)
2.0	!volume do EV reservatório (m3)
0.002083	!vazao da bomba (m3/s) (modelo Thebe th12al)
0	!flag=0 FBR em matriz de tubos alinhada; 1 FBR em matriz triang.
4	!XL/D dist x sobre diam dos tubos da matriz
4	!XT/D dist y sobre diam dos tubos da matriz
2.0	!XD/D dist diagonal superior para matriz triang.
1	!ncol número de colunas
2	!nlin número de linhas
0.030	!re raio externo do tubo
0.029	!ri raio interno do tubo
3.0	!l comprimento do tubo (m)
0.8	!emissividade do tubo
980.0	!calor específico do tubo j/(kg.K)
1360.0	!massa específica do tubo
72.5	!hext coeficiente de troca termica por convecção externa (W/m2.K)
950.0	!hint coeficiente de troca termica por convecção externa (W/m2.K)
5.67e-8	!(constante de Stefan-Boltzmann (W/m2/K4))
0.10	!reflexividade do tubo a luz visível
0.10	!reflexividade do tubo a radiação térmica
0.05	!absortividade do tubo a luz visível
0.90	!absortividade do tubo a radiação térmica
-25.451812	!latitude do laboratorio em graus
0.064	!C4,max taxa de consumo maxima de nutrientes
0.0623	!C4,sat constante de saturação de nutrientes

0.41	!C2,sat constante de saturação de CO2
0.09	!C3,ID constante de intensidade de dependencia de Y3
1000	!C1,sup capacidade suporte de microalgas

## ANEXO IV

### (Simulação no FBR Tubular Compacto)

0.0	!tau0=instante inicial (s)
900.0	!tend=tempo final de simulação (s)
0.1	!dtau=intervalo de tempo para apresentar res. intem. (s)(passo integr fixo)
1	!iflag=0-RK-adaptativo;1-RK passo fixo;2 - For. Euler
900.e-0	!ht2=valor de passo inicial para RK adaptativo e FE
100.0	!concentracao inicial de algas (g/m3)
0.5	!concentracao inicial de CO2 (g/m3)
1.4	!concentracao inicial de O2 (g/m3)
0.625	!concentracao inicial de nutrientes (g/m3)
0.7	!concentracao de CO2 de entrada no EV degaser (g/m3)
0.000	!taxa de coleta de algas em volume de solucao (unidade h-1)
20.0	!temperatura inicial da agua do FBR
20.0	!temperatura da agua de reposicao
15.0	!dia inicial da simulação
41.0	!dia final da simulação
11.0	!hora inicial da simulação
11.0	!hora final da simulação
0.0	!nebulosidade
28.0	!temperatura maxima do ar no ano (C)
10.0	!temperatura mínima do ar no ano (C)
2.0	!velocidade média do vento (m/s)
9.81	!aceleração da gravidade (m/s2)
998.0	!massa específico da água 295K kg/m3
4181.0	!calor específico da água 295K j/(kg.K)
959.0e-6	!viscosidade da água 295K (N.s/m2)
7.65e-4	!viscosidade da água (m2/s)
606.0e3	!condutividade termica da água 295K (W/(m.K))
6.62	!número de Prandtl da água 295K
0.8	!volume do EV tubos opacos (m3)
2.0	!volume do EV reservatório (m3)
0.002083	!vazao da bomba (m3/s) (modelo Thebe th12al)
0	!flag=0 FBR em matriz de tubos alinhada; 1 FBR em matriz triang.
2	!XL/D dist x sobre diam dos tubos da matriz
2	!XT/D dist y sobre diam dos tubos da matriz
2.0	!XD/D dist diagonal superior para matriz triang.
14	!ncol número de colunas
53	!nlin número de linhas
0.030	!re raio externo do tubo
0.029	!ri raio interno do tubo
5.0	!l comprimento do tubo (m)
0.8	!emissividade do tubo
980.0	!calor específico do tubo j/(kg.K)
1360.0	!massa específica do tubo
72.5	!hext coeficiente de troca termica por convecção externa (W/m2.K)
950.0	!hint coeficiente de troca termica por convecção externa (W/m2.K)
5.67e-8	!(constante de Stefan-Boltzmann (W/m2/K4))
0.10	!reflexividade do tubo a luz visível
0.10	!reflexividade do tubo a radiação térmica
0.05	!absortividade do tubo a luz visível
0.90	!absortividade do tubo a radiação térmica
-25.451812	!latitude do laboratorio em graus
0.064	!C4,max taxa de consumo maxima de nutrientes
0.0623	!C4,sat constante de saturação de nutrientes



0.41	!C2,sat constante de saturação de CO2
0.09	!C3,ID constante de intensidade de dependencia de Y3
1000	!C1,sup capacidade suporte de microalgas

## ANEXO V

### (Simulações FBR Tubular Compacto para cálculo de produtividade)

0.0	!tau0=instante inicial (s)
900.0	!tend=tempo final de simulação (s)
0.1	!dtau=intervalo de tempo para apresentar res. intem. (s)(passo integr fixo)
1	!iflag=0-RK-adaptativo;1-RK passo fixo;2 - For. Euler
900.e-0	!ht2=valor de passo inicial para RK adaptativo e FE
150.0	!concentracao inicial de algas (g/m3)
0.5	!concentracao inicial de CO2 (g/m3)
1.4	!concentracao inicial de O2 (g/m3)
0.625	!concentracao inicial de nutrientes (g/m3)
0.7	!concentracao de CO2 de entrada no EV degaser (g/m3)
0.000	!taxa de coleta de algas em volume de solucao (unidade h-1)
20.0	!temperatura inicial da agua do FBR
20.0	!temperatura da agua de reposicao
305.0	!dia inicial da simulação
334.0	!dia final da simulação
11.0	!hora inicial da simulação
11.0	!hora final da simulação
0.0	!nebulosidade
28.0	!temperatura maxima do ar no ano (C)
10.0	!temperatura mínima do ar no ano (C)
2.0	!velocidade média do vento (m/s)
9.81	!aceleração da gravidade (m/s2)
998.0	!massa específico da água 295K kg/m3
4181.0	!calor específico da água 295K j/(kg.K)
959.0e-6	!viscosidade da água 295K (N.s/m2)
7.65e-4	!viscosidade da água (m2/s)
606.0e3	!condutividade termica da água 295K (W/(m.K))
6.62	!número de Prandtl da água 295K
0.8	!volume do EV tubos opacos (m3)
2.0	!volume do EV reservatório (m3)
0.002083	!vazao da bomba (m3/s) (modelo Thebe th12al)
0	!flag=0 FBR em matriz de tubos alinhada; 1 FBR em matriz triang.
2	!XL/D dist x sobre diam dos tubos da matriz
2	!XT/D dist y sobre diam dos tubos da matriz
2.0	!XD/D dist diagonal superior para matriz triang.
14	!ncol número de colunas
53	!nlin número de linhas
0.030	!re raio externo do tubo
0.029	!ri raio interno do tubo
5.0	!l comprimento do tubo (m)
0.8	!emissividade do tubo
980.0	!calor específico do tubo j/(kg.K)
1360.0	!massa específica do tubo
72.5	!hext coeficiente de troca termica por convecção externa (W/m2.K)
950.0	!hint coeficiente de troca termica por convecção externa (W/m2.K)
5.67e-8	!(constante de Stefan-Boltzmann (W/m2/K4))
0.10	!reflexividade do tubo a luz visível
0.10	!reflexividade do tubo a radiação térmica
0.05	!absortividade do tubo a luz visível
0.90	!absortividade do tubo a radiação térmica
-25.451812	!latitude do laboratorio em graus
0.064	!C4,max taxa de consumo maxima de nutrientes
0.0623	!C4,sat constante de saturação de nutrientes

0.41	!C2,sat constante de saturação de CO2
0.09	!C3,ID constante de intensidade de dependencia de Y3
1000	!C1,sup capacidade suporte de microalgas

## ANEXO VI

### (Simulação para otimização geométrica)

0.0	!tau0=instante inicial (s)
900.0	!tend=tempo final de simulação (s)
0.1	!dtau=intervalo de tempo para apresentar res. intem. (s)(passo integr fixo)
1	!iflag=0-RK-adaptativo;1-RK passo fixo;2 - For. Euler
900.e-0	!ht2=valor de passo inicial para RK adaptativo e FE
100.0	!concentracao inicial de algas (g/m3)
0.5	!concentracao inicial de CO2 (g/m3)
1.4	!concentracao inicial de O2 (g/m3)
0.625	!concentracao inicial de nutrientes (g/m3)
0.7	!concentracao de CO2 de entrada no EV degaser (g/m3)
0.000	!taxa de coleta de algas em volume de solucao (unidade h-1)
20.0	!temperatura inicial da agua do FBR
20.0	!temperatura da agua de reposicao
79.0	!dia inicial da simulação
85.0	!dia final da simulação
11.0	!hora inicial da simulação
11.0	!hora final da simulação
0.0	!nebulosidade
28.0	!temperatura maxima do ar no ano (C)
10.0	!temperatura mínima do ar no ano (C)
2.0	!velocidade média do vento (m/s)
9.81	!aceleração da gravidade (m/s2)
998.0	!massa específico da água 295K kg/m3
4181.0	!calor específico da água 295K j/(kg.K)
959.0e-6	!viscosidade da água 295K (N.s/m2)
7.65e-4	!viscosidade da água (m2/s)
606.0e3	!condutividade termica da água 295K (W/(m.K))
6.62	!Número de Prandtl da água 295K
0.8	!volume do EV tubos opacos (m3)
2.0	!volume do EV reservatório (m3)
0.002083	!vazao da bomba (m3/s) (modelo Thebe th12al)
0	!flag=0 FBR em matriz de tubos alinhada; 1 FBR em matriz triang.
2.0	!XD/D dist diagonal superior para matriz triang.
0.030	!re raio externo do tubo
0.029	!ri raio interno do tubo
1.0	!l comprimento do tubo (m)
0.8	!emissividade do tubo
980.0	!calor específico do tubo j/(kg.K)
1360.0	!massa específica do tubo
72.5	!hext coeficiente de troca termica por convecção externa (W/m2.K)
950.0	!hint coeficiente de troca termica por convecção externa (W/m2.K)
5.67e-8	!(constante de Stefan-Boltzmann (W/m2/K4))
0.10	!reflexividade do tubo a luz visível
0.10	!reflexividade do tubo a radiação térmica
0.05	!absortividade do tubo a luz visível
0.90	!absortividade do tubo a radiação térmica
-25.451812	!latitude do laboratorio em graus
0.064	!C4,max taxa de consumo maxima de nutrientes
0.0623	!C4,sat constante de saturação de nutrientes
0.41	!C2,sat constante de saturação de CO2
0.09	!C3,ID constante de intensidade de dependencia de Y3
1000	!C1,sup capacidade suporte de microalgas